

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université de Blida 1



Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de Biologie des Populations et des Organismes
Laboratoire de Biotechnologies Environnement et Santé

Mémoire de fin d'étude en vue de l'obtention du diplôme de Master en
Spécialité : **Parasitologie**

Thème :

**Parasites gastro-intestinaux chez les enfants : Etude
épidémiologique**

Présenté par :

BOUYAKOUB SELMA

MEZIDI IMENE

Soutenu le 02/07/2018, devant le jury :

Président	BENJOUDI. D	MCA	DBPO/ USDB1
Promoteur	SAIDANI. K	MCB	ISV/USDB1
Co-promoteur	TEFAHL. D	TPM	Labo HWB
Examineur	ZIAM. H	MCA	ISV/ USDB1

Année universitaire : 2017-2018

Remerciements

Avant tout, nous remercions le bon Dieu, le créateur, l'omniscient, le omniprésent, digne des meilleurs noms qu'il s'est attribué à lui-même. C'est à lui que nous devons tout, le souffle de la vie et la lumière des yeux. Nous n'oublions point son messager Mohamed paix de Dieu sur lui, envoyé en signe de miséricorde. C'est par la grâce de Dieu, ce travail a été achevé, de nombreuses personnes y ont contribué et nous tenons à remercier :

Monsieur SAIDANI.K, notre promoteur maitre de conférences à USDB1 qui a accepté de diriger ce travail, on le remercie pour la pleine disponibilité, ces orientations, les pertinents conseils et pour les efforts qu'il a consenti durant la réalisation de ce mémoire, de part de son enseignement rigoureux et méthodologique

Monsieur TEFAHI.D, co-promoteur technicien supérieur paramédical au laboratoire d'hygiène à Blida à qui nous adressons nos plus haute considération , gratitude et reconnaissance pour nous avoir ouvert les portes de son service pour le bon déroulement de notre stage et qui nous a beaucoup appris en y apportant son savoir et sa grande expérience, ainsi qu' à toute l'équipe de laboratoire pour l'aide apportée.

Monsieur BENJOUDI.D, maitre de conférences à USDB1, qui nous a fait l'honneur d'avoir accepté de présider le jury de soutenance.

Monsieur ZIAM maitre de conférences à USDB1 d'avoir accepté d'examine ce travail, dont on est très reconnaissantes.

Monsieur DJILALI RACHID directeur de primaire OKBA IBN NAFI et le personnel de primaire.

Les responsables et les personnelles des crèches (EL FATH, TARIKIBEN ZIAD) à Blida.

Nos chers enseignants qui nous ont pris en charge durant ces années.

Merci à toutes les personnes ayant suivi de près ou de loin notre travail.

Dédicaces

*C'est avec une énorme joie et un infini plaisir, que je dédie ce travail aux deux plus chères personnes de ma vie, pour leur soutien, encouragement, affection et judicieux conseils qui m'ont soutenue tout au long de mes années d'instruction, **mes parents** que Dieu les gardes pour moi.*

*A mes sœurs **FATIMA** et son mari **SAADI, SIHEM** et son mari **KAMEL,***

*A mes frères **HICHEM, ISLEM,** et **KHIR EL DINE,***

J'espère avoir été à la hauteur de votre estime et que ce travail soit un témoignage de mes sentiments les plus chers que j'ai pour vous.

*A mes adorables neveux **ABD EL MALAK, MARIA, CHAIMA,** et **CHIHAB** que Dieu vous protège et vous accorde un brillant avenir avec une vie pleine de joie, de bonheur et succès.*

*A toute ma famille **BOUYAKOUB** grands et petits.*

*A mon binôme **IMENE,** je te dédie ce travail en témoignage de ma reconnaissance et de mon respect.*

A mes chères amies en se souvenir d'agréables moments passés ensemble, je vous exprime par ce travail toute mon affection et j'espère que notre amitié restera intacte et durera pour toujours.

SELMA

Dédicaces

Au terme de ce modeste travail, je dédie :

En premier lieu, A l'âme de ma grande mère

A mes très chers parents

A mes très chers frères et sœurs

A mon adorable binôme Selma avec qui j'ai passé de bonnes années d'études et qui a enduré avec moi toutes les difficultés de ce travail ainsi qu'à toute sa famille.

A toute ma famille MEZIDI sans exception

A tous mes proches et mes amies.

A ma promotion et tous les étudiants de la parasitologie.

IMENE

LISTE DES FIGURES

Figure 29 : Cycle évolutif d' <i>Enterbius vermicularis</i> .	15
Figure 30 : Adulte <i>Ancylostoma duodenale</i> .	Annexe I
Figure 31 : Œufs <i>Ancylostoma duodenale</i> .	Annexe I
Figure 32 : Cycle évolutif <i>Ancylostoma duodenale</i> .	16
Figure 33 : Larve rhabditoïde <i>Strongyloides stercoralis</i> .	Annexe I
Figure 34 : Larve strongyloïde de <i>Strongyloides stercoralis</i> .	Annexe I
Figure 35 : Cycle évolutif de <i>Strongyloides stercoralis</i> .	17
Figure 36 : Adulte de <i>Tænia saginata</i> .	Annexe I
Figure 37 : Œufs de <i>Tænia sp.</i>	Annexe I
Figure 38 : Cycle évolutif de <i>Tænia saginata</i> .	19
Figure 39 : Matériel de prélèvement donné pour chaque enfant (Originale 2018).	2 1
Figure 40 : Etapes de l'examen direct (originale 2018).	25
Figure 41 : Etapes de la technique de Willis (originale 2018).	27
Figure 42 : Etapes de la Technique de Ritchie (originale 2018).	29
Figure 43 : Etapes de la technique de Kato-Katz (originale 2018).	30
Figure 44 : Scotch-test anal (originale 2018).	31
Figure 45 : Forme végétative d' <i>Endolimax nana</i> (originale 2018).	36
Figure 46 : kyste d' <i>Endolimax nana</i> à l'état frais (originale 2018).	36
Figure 47 : Kyste de <i>Giardia Intestinalis</i> (originale 2018).	37
Figure 48 : Scotch-test positif montrant des œufs d' <i>Enterobius vermicularis</i> (originale 2018).	37
Figure 49 : Kyste de <i>Blastocystis hominis</i> .Coloration au lugol.Obj×40 (originale 2018).	37

LISTE DES FIGURES

Figure N°	Titre	Page N°
Figure 1	Forme végétative <i>Entamoeba histolytica histolytica</i> .	Annexe I
Figure 2	Forme kystique <i>Entamoeba histolytica</i> .	Annexe I
Figure 3	Cycle biologique d' <i>Entamoeba histolytica</i> .	4
Figure 4	Forme végétative <i>Entamoeba coli</i> .	Annexe I
Figure 5	Forme kystique <i>Entamoeba coli</i> .	Annexe I
Figure 6	Forme végétative <i>Entamoeba hartmanni</i> .	Annexe I
Figure 7	Forme kystique <i>Entamoeba hartmanni</i> .	Annexe I
Figure 8	Forme végétative <i>Pseudolimax butschlii</i> .	Annexe I
Figure 9	Forme kystique <i>Pseudolimax butschlii</i> .	Annexe I
Figure 10	Forme végétative <i>Giardia duodenalis</i> .	Annexe I
Figure 11	Cycle évolutif de <i>G.intestinalis</i> .	7
Figure 12	Forme végétative <i>Trichomonas intestinalis</i> .	Annexe I
Figure 13	Forme végétative <i>Chilomastix mesnili</i> .	Annexe I
Figure 14	Forme kystique <i>Chilomastix mesnili</i> .	Annexe I
Figure 15	Forme végétative <i>Embadomonas intestinalis</i> .	Annexe I
Figure 16	Forme kystique <i>Embadomonas intestinalis</i> .	Annexe I
Figure 17	Forme végétative <i>Enteromonas hominis</i> .	Annexe I
Figure 18	Forme kystique <i>Enteromonas hominis</i> .	Annexe I
Figure 19	Oocyste de <i>Cryptosporidium spp.</i>	Annexe I
Figure 20	Forme vacuolaire <i>Blastocystis hominis</i> .	Annexe I
Figure 21	Forme végétative <i>Balantidium coli</i> .	Annexe I
Figure 22	Forme kystique <i>Balantidium coli</i> .	Annexe I
Figure 23	Adulte <i>Ascaris lombricoïde</i> .	Annexe I
Figure 24	Œufs <i>Ascaris lombricoïde</i> .	Annexe I
Figure 25	Cycle évolutif d' <i>Ascaris lumbricoides</i> .	13
Figure 26	Adulte <i>Trichuris trichiura</i> .	Annexe I
Figure 27	Œufs <i>Trichuris trichiura</i> .	Annexe I
Figure 28	Adulte <i>Enterobius vermicularis</i> .	Annexe I

LISTE DES TABLEAUX

Tableau N ^o	Titre	Page
Tableau I	Caractéristiques microscopique d' <i>Entamoeba histolytica</i> .	3
Tableau II	Morphologie de <i>Giardia duodenalis</i> .	6
Tableau III	Morphologie de <i>Trichomonas intestinalis</i> .	7
Tableau IV	Morphologie de <i>Chilomastix mesnili</i> .	8
Tableau V	Morphologie d' <i>Embadomonas intestinalis</i> .	8
Tableau VI	Morphologie d' <i>Enteromonas hominis</i> .	8
Tableau VII	Morphologie de <i>Cryptosporidium spp.</i>	9
Tableau VIII	Morphologie de <i>Balantidium coli</i> .	11
Tableau IX	Morphologie d' <i>Ascaris lombricoïde</i> .	12
Tableau X	Morphologie de <i>trichuris trichiura</i> .	13
Tableau XI	Les différentes formes des parasites intestinaux.	Annexe I
Tableau XII	Matériels non biologique utilisés.	Annexe II
Tableau XIII	Nombre de cas et pourcentages de portage selon les différents facteurs étudiés.	34
Tableau XIV	Nombre de cas et pourcentages d'atteintes par les oxyures selon les différents facteurs étudiés.	35
Tableau XV	Répartition des espèces parasitaires (Tableau récapitulatif des résultats).	36
Tableau XVI	les différentes formes parasitaires diagnostiquées durant cette enquête.	36
Tableau XVII	L'indice parasitaire spécifique (IPSp) de chaque des différents parasites identifiés.	37
Tableau XVIII	Résultats de l'analyse par la régression logistique Standard.	38
Tableau XIX	Résultats de l'analyse par la régression logistique modèle mixte.	39

TABLE DES MATIERES

Remerciements	I
Dédicaces	II
Liste des tableaux	III
Listes des figures	IV
Résumés	V
Table des matières	VI
Introduction	1
CHAPITRE I : Généralités sur les parasites intestinaux	2
I. Les parasites intestinaux	2
I.1. Définition	2
I.2. Les protozoaires parasites du tube digestif	2
I.2.1. Les rhizopodes	2
I.2.1.1. Les amibes pathogènes	2
I.2.1.1.1. <i>Entamoeba histolytica</i>	2
I.2.1.2. Les amibes non pathogènes	4
I.2.1.2.1. <i>Entamoeba coli</i>	4
I.2.1.2.2. <i>Entamoeba hartmani</i>	4
I.2.1.2.3. <i>Endolimax nanus</i>	5
I.2.1.2.4. <i>Pseudolimax butschlii</i>	5
I.2.2. Les flagellés.	5
I.2.2.1. <i>Giardia intestinalis</i>	5
I.2.2.2. <i>Trichomonas intestinalis</i>	7
I.2.2.3. <i>Chilomastix mesnili</i>	8
I.2.2.4. <i>Enbadomonas intestinalis</i>	8
I.2.2.5. <i>Enteromonas hominis</i>	8
I.2.3. Les sporozoaires	9
I.2.3.1. <i>Cryptosporidium sp</i>	9
I.2.3.2. <i>Blastocystis hominis</i>	10
I.2.4. Les Ciliés	10
I.2.4.1. <i>Balantidium coli</i>	10
I.3. Les helminthes parasites du tube digestif	12
I.3.1. Les némathelminthes	12
I.3.1.1. <i>Ascaris lumbricoides</i>	12
I.3.1.2. <i>Trichuris trichiura</i>	13
I.3.1.3. <i>Enterobius vermicularis</i>	14
I.3.1.4. <i>Ancylostoma duodenale</i>	16
I.3.1.5. <i>Strongyloides stercoralis</i>	17
I.3.2. Les plathelminthes	18
I.3.2.1. Les cestodes	18
I.3.2.1.1. <i>Tænia saginata</i>	18
I.3.2.1.2. <i>Tænia solium</i>	19
I.3.2.1.3. <i>Hymenoleps nana.</i>	20
CHAPITRE II : Matériel et méthodes	21
II.1. Lieu de stage	21

TABLE DES MATIERES

II.2. Matériel	21
II.2.1. Échantillonnage	21
II.2.1.1. Recueil des prélèvements	21
II.2.1.2. Précautions avant le recueil des selles	22
II.2.2. Matériel biologique	22
II.2.3. Matériel non biologiques	22
II.3. Méthodes	22
II.3.1. Examen parasitologique des selles	22
II.3.1.1. Conservation des selles et des parasites	23
II.3.1.2. Examen macroscopique	23
II.3.1.3. Examen microscopique	24
II.3.1.3.1. Examen microscopique standard	24
II.3.1.3.1.1. Examen direct à l'état frais	24
II.3.1.3.1.2. Examen après coloration au lugol	26
II.3.1.3.2. Examen microscopique après concentration	26
II.3.1.3.2.1. Méthodes physiques	26
II.3.1.3.2.1.1. Technique de Willis	26
II.3.1.3.2.2. Méthodes physico-chimique	28
II.3.1.3.2.2.1. Technique de Ritchie.	28
II.3.1.3.2.3. Méthodes d'éclaircissement	29
II.3.1.3.2.3.1. technique de Kato-Katz	30
II.3.1.3.3. Techniques spéciales	31
II.3.1.3.3.1. Scotch test anal	31
II.4. Analyses statistiques	32
CHAPITRE III : Résultats	34
III.1. Prévalence du portage selon les facteurs étudiés	34
III.2. Principaux parasites intestinaux identifiés	35
III.3. Calcul de quelques indices	36
III.4. Résultats de la régression logistique standard	37
III.5. Résultats de la régression logistique à effets mixtes	38
CHAPITRE IV : Discussion	41
V. Conclusion	44
Références bibliographiques	45
Annexes	52

Résumés

Résumé

Afin d'évaluer la prévalence des parasitoses intestinales, d'identifier leurs principaux facteurs de risque et de recenser les espèces parasites les plus fréquentes, 148 prélèvements de matières fécales d'enfants, âgés de 6 mois à 13ans et provenant de 2 crèches et une école primaire en plus des prélèvements que reçoit le laboratoire d'hygiène Blida, ont été analysés par quelques techniques de parasitologie. En outre, 28 enfants ont fait l'objet du Scotch Test. La quasi-totalité des parasites identifiés étaient non pathogène excepté *Giardia intestinalis*. Tous les parasites identifiés étaient des protozoaires hormis les oxyures. Ce portage parasitaire témoigne de conditions d'hygiène défectueuses, *Giardia intestinalis* est un germe à transmission hydrique.

Mots-clés : Enfants, Blida, parasites intestinaux, facteurs de risque.

Abstract

In order to assess the prevalence of intestinal parasitosis, to identify their main risk factors and to recognize the most common parasitic species, 148 samples of children's faeces, from 6 months to 13 years old, from 2 nurseries and a primary school in addition to the samples received by the health laboratory of Blida, were analyzed by some parasitology technicals. In addition, 28 children were examined by the Scotch Test. Almost all the parasites identified were non-pathogenic except for *Giardia intestinalis*. All the parasites identified were protozoa except for pinworms. This parasitic carriage shows poor hygiene conditions, *Giardia intestinalis* is a water borne germ.

Keywords: Children, Blida, intestinal parasites, risk factors.

الملخص

من أجل تقييم انتشار الطفيليات المعوية، لتحديد عوامل الخطر الرئيسية وتحديد الأنواع الطفيلية الأكثر شيوعا ، 148 عينة من البراز للأطفال ، من 6 أشهر إلى 13 سنة ، من دارين للحضانة و مدرسة ابتدائية بالإضافة إلى العينات التي حصل عليها المختبر الصحي البلدية، تم تحليلها من خلال بعض تقنيات علم الطفيليات. بالإضافة إلى ذلك، كان 28 طفلا موضوع اختبار بتقنية الشريط اللاصق الشرجي. تقريبا جميع الطفيليات التي تم تحديدها كانت غير خطيرة باستثناء الجيارديا المعوية. جميع الطفيليات التي تم تحديدها كانت حيوانات أولية باستثناء الدبوسية. تظهر هذه العربة الطفيلية ظروف صحية سيئة، الجيارديا المعوية عبارة عن جرثومة تنقل عبر المياه.

الكلمات الرئيسية: الأطفال، البلدية، الطفيليات المعوية، عوامل الخطر .

INTRODUCTION

Très largement répandues à travers le monde, les parasitoses intestinales dues aux protozoaires et aux helminthes constituent un grand problème de santé publique dans les pays en voie de développement, (**Quihui et al., 2006 ; Peruzzi et al., 2005**) surtout en Afrique où la promiscuité, le manque d'eau potable et d'installations sanitaires se font sentir (**Kabango. 2012**).

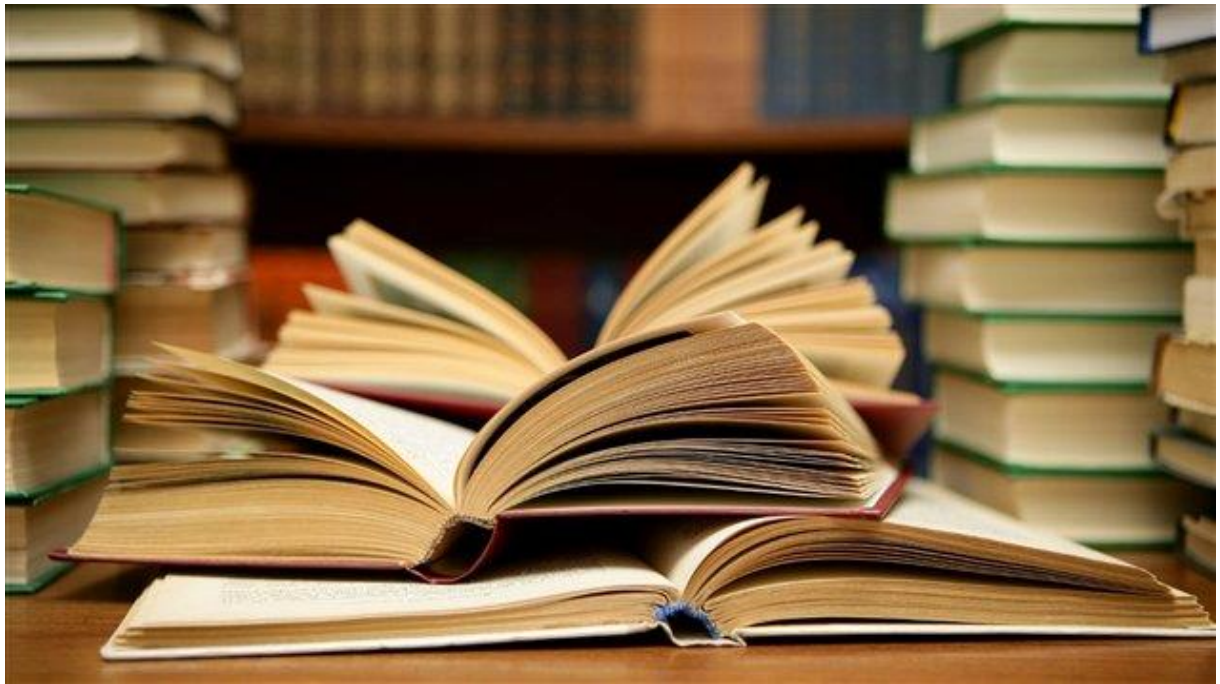
En Algérie, comme dans tous les pays en voie de développement, les parasitoses digestives sont une préoccupation de santé publique et encore un motif de consultation en pratique médicale.

Ces infections parasitaires intestinales touchent surtout les enfants d'âge scolaire dans les communautés les plus pauvres (**Nematian et al., 2004**), et elles sont l'une des principales causes de morbidité et de mortalité infantiles à travers le monde (**Basualdo et al., 2002**).

Certaines parasitoses intestinales peuvent rester asymptomatiques, surtout quand l'infestation est faible, alors que d'autres peuvent provoquer des troubles sévères en cas d'infestation massive (**Turberg., 2003**).

Nous avons mené une étude descriptive des examens parasitologique chez les enfants scolarisés et non scolarisés âgés entre six mois et treize ans, effectués au laboratoire d'hygiène de la wilaya de Blida.

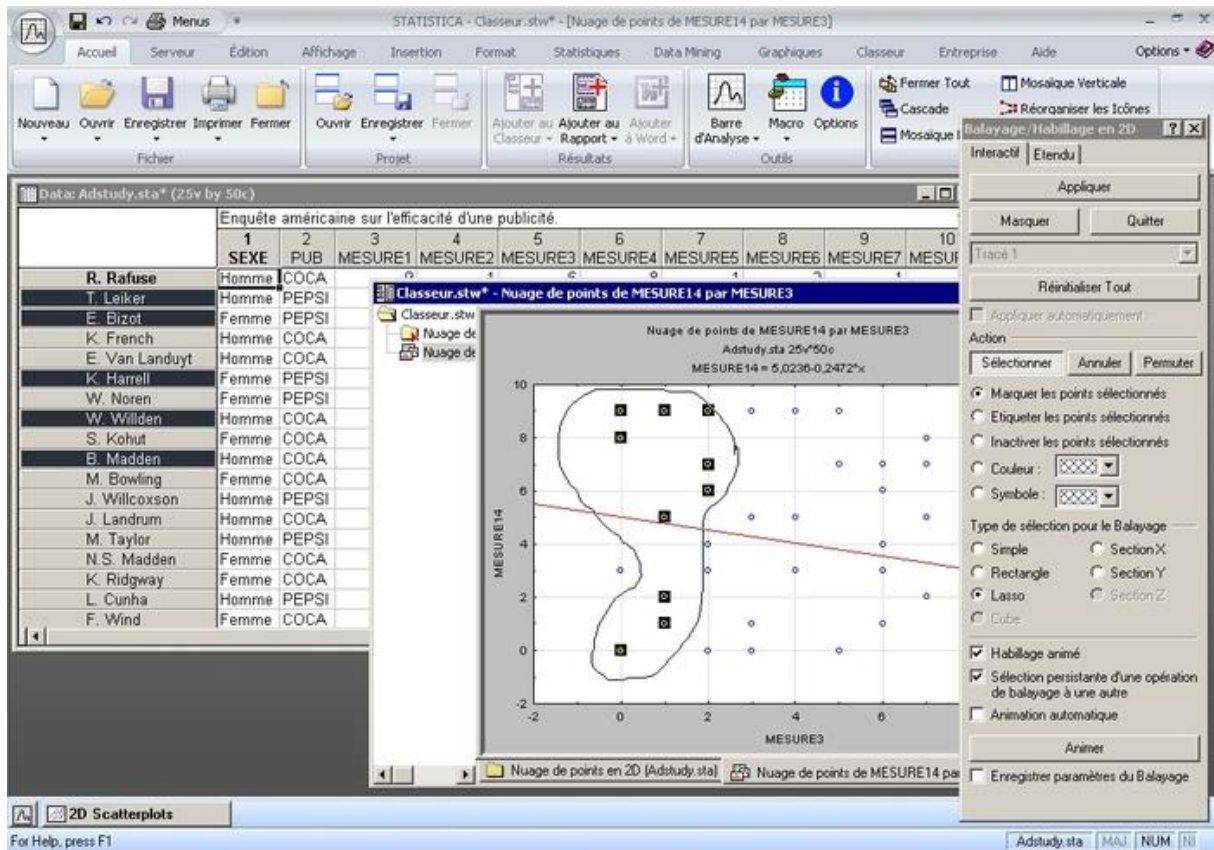
Le but de notre étude chez l'enfant est d'évaluer la prévalence des parasitoses intestinales, identifier leurs facteurs de risque, et recenser les espèces parasites les plus fréquentes, afin de proposer les moyens adéquats pour lutter contre ce problème de santé publique.



*Synthèse
bibliographique*



Matériel et méthodes



Résultats



Discussion

*Références
bibliographiques*

Annexes

Conclusion

Introduction

I. Les parasites intestinaux :

I.1.Définition :

Les parasites intestinaux sont des organismes vivants qui occupent le tube digestif, chez l'homme, ils se répandent souvent par manque d'hygiène liée aux fèces, par contact avec des animaux, ou par manque de cuisson de nourriture contenant des parasites (**Douzane et Lazar., 2012 ; Beytout et al., 2002 ; Mahdid et Tahi., 2008**).

Les parasites intestinaux les plus fréquemment rencontrés sont de deux types :

- Les protozoaires responsables des protozooses.
- Les helminthes, ver rond ou plat responsables des helminthiases.

I.2.Les protozoaires parasites de tube digestif :

Il s'agit des organismes eucaryotes unicellulaires, dont la taille varie de quelques micromètres à plusieurs millimètres. La plupart vivent en milieu aquatique, ou au moins dans un environnement humide, et sont mobiles grâce à des flagelles, des cils ou des pseudopodes. La classification des protozoaires repose sur leurs caractères morphologiques et biologiques (**Rodhain., 2015 ; Hart et Sheras., 1997**).

L'homme est assez fréquemment parasité par des protozoaires appartenant à l'ordre des amibiens, des flagellés, des ciliés ou des sporozoaires. Si le nombre de ces parasites ne sont habituellement pas considérés comme pathogène leur mode de contamination-absorption de nourriture souillée pour la plupart- explique qu'ils sont considérés comme des témoins indiscutables de fautes dans l'hygiène de l'alimentation (**Rousset et Larouze., 1981**).

I.2.1.Les Rhizopodes :

Les amibes se déplacent à l'aide de pseudopodes qui sont des prolongements protoplasmiques de forme variable, transitoire (**Bouré., 1994**).

Une multitude d'espèces d'Amibes, peut coloniser le tube digestif de l'homme, et une seule possède un pouvoir pathogène établi, il s'agit d'*Entamoeba histolytica*. Les autres sont saprophytes et non pathogènes, ou parfois responsables de troubles mineurs (**Guillaume., 2007 ; Moulinier., 2003**).

La contamination par les amibes est liée au péril fécal (**Bouchaud et Aumaître., 1999**).

I.2.1.1.Les amibes pathogènes :

I.2.1.1.1.*Entamoeba histolytica*

Sont résumés dans le tableau I, les principaux caractères des amibes pathogènes

Tableau I : Caractéristiques microscopiques d'*Entamoeba histolytica* (Guillaume., 2007 ; Benzalim., 2010 ; Buffaz et al., 2014).

	Forme végétative.		Forme kystique (Figure 2).
	<i>Entamoeba histolytica histolytica</i> (Figure 1).	<i>Entamoeba histolytica minuta/E.dispar.</i>	
Taille	20-40µm.	2-20µm.	12-14 µm.
Déplacement	Dans un seul sens, comme une limace.	Par pseudopodes.	Immobile.
Noyau	Chromatine périphérique fine et régulière bien visible à l'état frais en position centrale, un granule de chromatine le <caryosome>.		1-4 noyau de type entamoeba .
Pathogénicité	pathogène (hématophage).	non pathogène.	Forme de contamination, de dissémination et de résistance.
Autres caractéristiques	Retrouver que dans les selles diarrhéiques fraîchement émises. Ils sont rapidement détruits dans le milieu extérieur.		Retrouver dans les selles des malades et des porteurs sains Très résistants dans le milieu extérieur.

Cycle évolutif:

L'homme se contamine par ingestion de kystes, qui se transforment en trophozoïtes dans le colon sous l'action des sucs digestifs. Ce stade reste infralimbal et se reproduit par scissiparité. Dans certaines circonstances, ces amibes peuvent devenir histolytiques : elles pénètrent dans la paroi colique en détruisant les tissus (amoébose intestinale aiguë). C'est alors que, par voie hématogène, elles peuvent gagner différents organes, le foie en premier lieu, puis éventuellement le poumon, le cerveau... (amoébose tissulaire) (Figure 4) (ANOFEL., 2010).

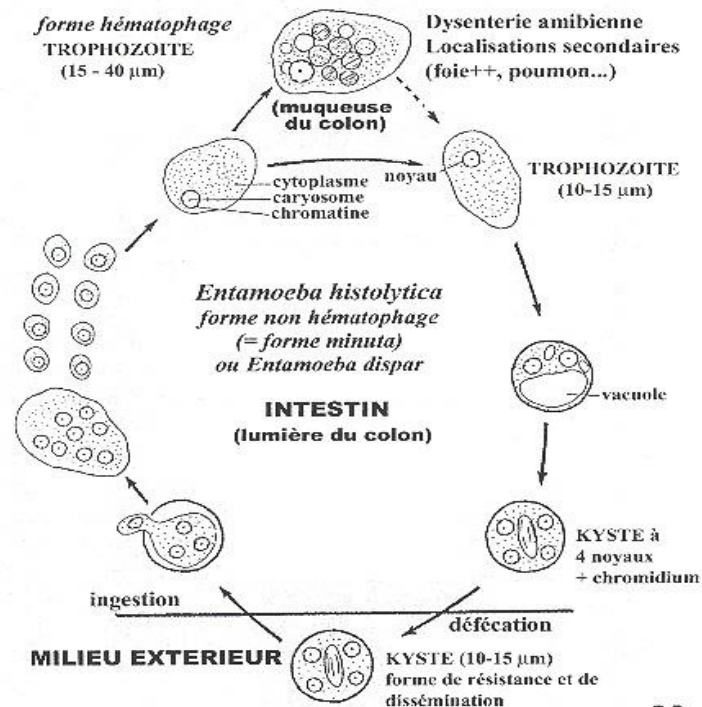


Figure3: Cycle biologique d'*Entamoeba histolytica* (ANOFEL., 2018).

Réservoir : l'homme.

Prophylaxie :

- Individuelle : hygiène des mains, lavages des fruits et légumes.
- Collective : lutte contre le péril fécale, dépistage et traitement des porteurs sains (Buffaz et al., 2014).

I.2.1.2. Amibes non pathogènes :

Morphologie :

I.2.1.2.1. *Entamoeba coli*

- **Forme végétative :** de taille de 20 à 25 µm, et un cytoplasme qui contient de grosses vacuoles bourrées d'inclusions, et un noyau en forme de couronne et amas de chromatine périphérique avec un caryosome excentré (Figure 4) (Rousset et Larouze., 1981 ; Guillaume., 2007 ; Mahdid et Tahi., 2008).
- **Forme kystique :** Ovoïde ou sphère réguliers de 15 à 25 µm caractérisée par la présence de 8 noyaux (Figure 5) (Rousset et Larouze., 1981 ; Guillaume., 2007 ; ANOFEL., 2014).

I.2.1.2.2. *Entamoeba hartmanni*

- **Forme végétative:** de taille de 20 à 25 µm et un cytoplasme qui contient des petites vacuoles alimentaires, caractérisé par un noyau invisible à l'état frais et près coloration

au M.I.F comparable à celui d'*E.histolytica* (Figure 6) (Rousset et Larouze., 1981 ; Guillaume., 2007).

- **Forme kystique** : sphère réguliers de 7 à 10 µm caractérisée par la présence de 4noyaux (Figure 7) (Guillaume., 2007 ; ANOFEL., 2017).

I.2.1.2.3.*Endolimax nana*

- **Forme végétative** : de taille de 8 à 10 µm, et un cytoplasme qui contient de nombreuses petites vacuoles, caractérisé par un noyau invisible, caryosome globuleux et l'absence de chromatine périphérique (Figure 8) (Rousset et Larouze., 1981 ; Guillaume., 2007 ; ANOFEL., 2017).
- **Forme kystique** : Ovoïde ou sphère très réguliers de 3 à 7 µm caractérisée par la présence de 2 à 4 noyaux (Figure9) (Rousset et Larouze., 1981 ; Guillaume., 2007 ; ANOFEL., 2014).

I.2.1.2.4.*Pseudolimax butschlii*

- **Forme végétative** : de taille de 8 à 15 µm, et un cytoplasme qui contient de nombreuses vacuoles avec inclusions, caractérisé par un noyau invisible et un gros caryosome réfringent, plutôt central (Figure10) (Rousset et Larouze., 1981 ; Guillaume., 2007 ; ANOFEL., 2014).
- **Forme kystique** : Très irrégulier avec vacuole de à 20 µm caractérisée par la présence d'un seul noyau (Figure11) (Rousset et Larouze., 1981 ; Guillaume., 2007 ; ANOFEL., 2014).

Rôle pathogène :

Parmi toutes ces amibes, seul *P. butschlii* pourrait aggraver un syndrome diarrhéique (Rousset et Larouze., 1981).

I.2.2. Les flagellés

I.2.2.1.*Giardia intestinalis* :

Protozoaire cosmopolite le plus commun au cours des infections intestinales humaines. L'enfant est le plus touché par rapport à l'adulte (Rodne., 2008 ; canada., 2011).

Epidémiologie :

Liée au péril fécal. Les crèches, les collectivités et les homosexuels sont plus fréquemment concernés dans les pays développés (Durand et al., 2004).

Tableau II : Morphologie de *Giardia duodenalis* (Manet et al., 1971 ; Moulinier ., 2003 ; Guillaume ., 2007).

	Forme végétative (Figure 12).	Forme kystique (Figure 13).
Taille	12 à 20 µm.	10 m à 15 µm.
Noyau	Deux gros noyaux volumineux.	4 noyaux, en général groupés à un pôle.
Corps	Piriforme. Face : corps parabasaux et axostyle, pole antérieur arrondi au-dessus des noyaux et pole postérieur effilé en bas. Profil : le disque ventral permet à la forme végétative de se fixer sur la paroi intestinale.	Ovalaire A paroi épaisse avec vestiges de la cinétide disposés en diagonale.
Flagelles	8 flagellés : 6 latéraux, 2 postérieurs.	Restes de flagelles mais aussi des corps parabasaux.

Réservoir de parasite : L'homme, les animaux domestiques et sauvages (Aurby et al., 2013).

Transmission :

L'homme se contamine essentiellement par l'ingestion de kystes à partir de l'eau de boisson, moins souvent par les aliments souillés, par contact féco-oral direct ou manuporté (ANOFEL., 2010).

Cycle évolutif :

L'infection se contracte par l'ingestion de kystes ; suivie de leur dékystement sous l'effet du pH gastrique. La paroi du kyste est lysée libérant quatre trophozoïtes qui colonisent la partie supérieure de l'intestin grêle puis s'enkystent dans le tube digestif sous l'action des sels biliaires. Les kystes infectants sont éliminés dans les selles (Aurby et al., 2013).

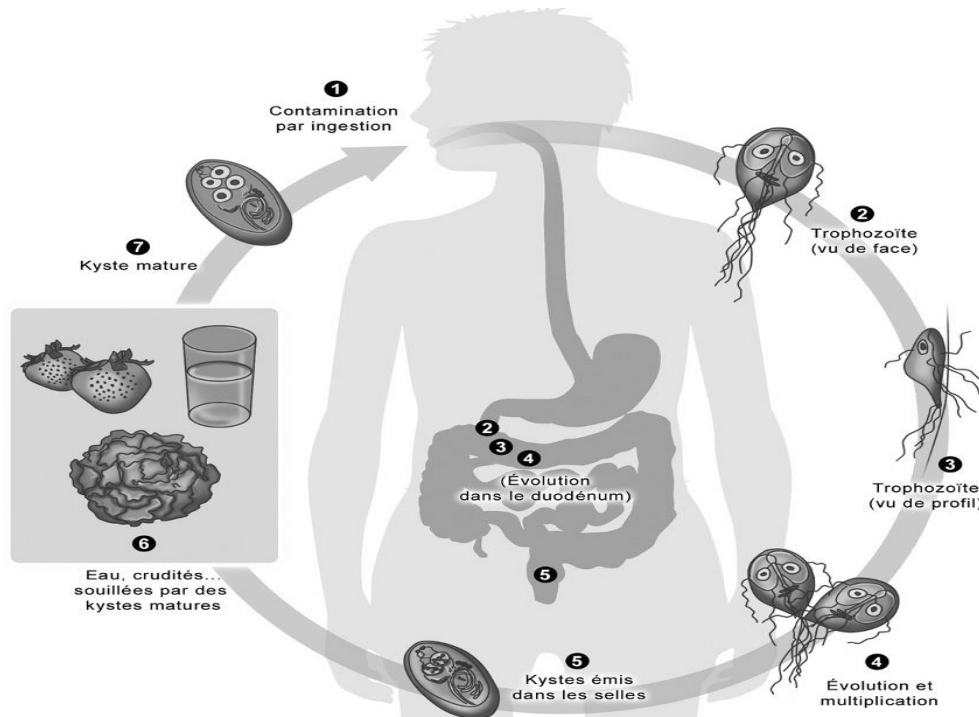


Figure 14 : Cycle évolutif de *G.intestinalis* (ANOFEL., 2010).

Clinique :

- Douleurs abdominales, des troubles digestifs, des nausées, des diarrhées.
- Un syndrome de malabsorption intestinale caractérisé par : Hypotrophie, une malabsorption biologique le plus souvent partielle, portant sur les graisses, les sucres, l'acide Folique, les vitamines A et B12, une atrophie villositaire (totale, partielle ou subtotale).

Le portage asymptomatique est fréquent (Moulinier., 2003 ; Aurby., 2013).

Prophylaxie :

- Eviter la contamination des aliments et de l'eau de boisson par les déjections de l'homme
- Dépister les porteurs de germes.
- Prendre des précautions spéciales à leur entourage (Brumpt., 1949).

I.2.2.2. *Pentatrichomonas hominis* ou *Trichomonas intestinalis*.

Tableau III : Morphologie de *Trichomonas intestinalis* (Manet et al., 1971 ; Moulinier ., 2003 Guillaume., 2007).

	Forme végétative (Figure 15).	Forme kystique
Taille	8 à 15 m.	Absence de kyste
Forme	Piriforme ovoïde ou en amande.	

Paroi	Epaisse.	
Flagelles	4 flagelles : 3 antérieurs et 1 postérieur.	

I.2.2.3. *Chilomastix mesnili* :

Tableau IV: Morphologie de *Chilomastix mesnili* (Brumpt., 1949 ; Moulinier., 2003 ; Guillaume., 2007).

	La forme végétative(Figure16).	Forme kystique(Figure17).
Taille	15 à 20µm de long sur 5 à 6 µm de large.	5 à 10µm.
Forme	Aspect torsadé avec gouttière de torsion.	Ovale avec un dôme réfringent supérieur.
Noyau	Noyau très antérieur.	Un seul noyau situé à l'avant.
Flagelles	3 flagelles antérieurs et un flagelle récurrent dans le cytostome.	Atrophiés, retrouvés dans le cytoplasme.

I.2.2.4. *Embadomonas intestinalis* :

Tableau V: Morphologie d'*Embadomonas intestinalis* (Brumpt., 1949 ; Moulinier., 2003 ; Guillau., 2007).

	Forme végétative (Figure 18).	Forme kystique (Figure19).
Taille/Forme	4 à 8 µm, plus ou moins ovoïde.	4 à 8µm, piriforme.
Noyau	Sphérique et antérieur, présente un caryosome.	Un seul noyau.
Flagelles	2 flagelles antérieurs.	1 flagelle en U entourant le noyau.

I.2.2.5. *Enteromonas hominis* :

Tableau VI : Morphologie d'*Enteromonas hominis* (Brumpt., 1949 ; Manet et al., 1971 ; Moulinier., 2003).

	Forme végétative (Figure20).	Forme kystique (Figure21).
Taille	4 à 6µm.	6 à 8 µm de long sur 3 à 4µm de large.
Forme	Piriforme, irrégulier.	Ovoïde très allongé.

Noyau	Un noyau de 1 de diamètre situe vers la partie antérieure du corps.	4 à 5 noyaux disposés symétriquement aux deux pôles.
Flagelle	3 flagelles dont un est souvent dédoublé.	

I.2.3 Les .sporozoaires / coccidies :

Se caractérisent par l'absence d'appareil locomoteur, mènent obligatoirement une vie intracellulaire (Moulinier., 2003).

I.2.3.1. *Cryptosporidium spp* :

Il infecte le tractus gastro-intestinal et les poumons. Il existe plusieurs espèces dont les principales sont *Cryptosporidium hominis*, infectant uniquement l'homme et *Cryptosporidium parvum* parasite de l'homme et de plusieurs espèces de mammifères (bovins, ovins). Il a un caractère chronique chez les immunodéprimés (Moulinier., 2003 ; Guillaume., 2007 ; ANOFEL., 2014 ; Benamrouz., 2012).

Tableau VII : Morphologie de *Cryptosporidium spp* (Benamrouz., 2012).

Oocyste de <i>Cryptosporidium spp</i> (Figure 22).	
Taille	Varie entre 3 et 8 µm de diamètre, selon l'espèce.
Forme	Sphérique ou ovoïde.
Sporulé	Chaque oocyste contient quatre sporozoïtes nus sans sporocystes, et présente un corps résiduel granuleux central très réfringent.
La paroi	Elle est composée de deux couches, interne et externe, bien distinctes.

Transmission :

- Ingestion des oocystes (parfois inhalation et déglutition).
- Par contact avec les animaux infectés (veaux, chevreaux ...).
- Transmission interhumaine : péril fécal direct.
- Transmission par l'eau et les aliments souillés : péril fécal indirect (Moulinier., 2003).

Cycle évolutif :

Le cycle comporte une multiplication asexuée (schizogonie) et une multiplication sexuée (gamogonie). Ce cycle s'effectue dans une vacuole intracellulaire (vacuole parasitophore). La schizogonie conduit à la production d'un schizonte multinucléé par division binaire des noyaux

et aboutit à la libération, par destruction de la cellule hôte des mérozoïtes qui infectent d'autres cellules intestinales et assurent la dissémination parasitaire le long du tractus digestif.

La production des cellules différenciées mâles et femelles (gamétocytes) initie la gamogonie avec la formation des oocystes, qui sont éliminés avec les selles (ANOFEL., 2016).

I.2.3.2. *Blastocystis hominis* :

Considéré au départ comme un Champignon, sa nomenclature a été revue et actuellement il est classé parmi les protozoaires (Chabaa et al., 2000).

Caractérisé par la présence sous 4 formes:

La forme kystique : la taille varie de 3 à 5 μm avec une paroi multicouche entourant la cellule.

Le cytoplasme : apparaît condensé avec de plusieurs petites vacuoles et des réserves de glycogènes ainsi que des inclusions lipidiques (Wawrzyniak., 2012).

La forme vacuolaire: sphérique de 2 μm à 200 μm caractérisée par une large vacuole centrale qui repousse le cytoplasme en une fine bande à la périphérie de la cellule (Figure 20) (Wawrzyniak., 2012).

La forme granulaire : la taille varie de 3 μm à 80 μm , présence de granule dans le cytoplasme avec une vacuole centrale (Wawrzyniak., 2012).

La forme amiboïde : peu décrite (Wawrzyniak., 2012).

Réservoir de parasites : Homme, singe, cobayes, et d'autres animaux (Moulinier., 2003).

Cycle évolutif :

La transmission se fait par voie oro-fécale par l'intermédiaire d'une eau de boisson contaminée. L'infection est initiée par la forme kystique qui est ingérée par un hôte. Le kyste se différencie alors en formes vacuolaires qui vont se multiplier par fission binaire dans l'intestin. Certaines formes vacuolaires vont ensuite redonner des kystes qui seront disséminés dans l'environnement par l'intermédiaire des fèces. Le développement des formes amiboïdes et granulaires est supposé se faire à partir de la forme vacuolaire (Wawrzyniak., 2012).

I.2.4. Les ciliés :

I.2.4.1. *Balantidium coli* :

Le plus grand protozoaire de l'intestin humain et le seul cilié connu pour infecter l'homme. Il est essentiellement retrouvé en zone tropicale (Guillaume., 2007 ; Biosafety-Biosecurity., 2011).

Tableau VIII : Morphologie de *Balantidium coli* (Bourée., 1994 ; Guillaume ., 2007 ; Biosafety-Biosecurity ., 2011 ; Alix et Hervé., 2016).

	La forme végétative (Figure 21).	La forme de kyste (Figure 22).
Taille	50 à 200 µm de long et 20 à 70µm de large.	40 à 60 µm de diamètre.
Forme	Piriforme Pol intérieur plus fin, présente une fente oblique bordée de cils volumineux, continuée par une dépression (péristome).	Le kyste est arrondi et contiennent une seule cellule entourée d'une paroi épaisse avec un seul infusoire ou deux conjoints fusionnés.
Noyau	Le macronucleus en forme de haricot. Un micronucleus arrondi disposé en face du macronucleus.	Dans les kystes colorés : le macronucleus et quelques vacuoles peuvent être facilement identifiées.
cytoplasme	Est rempli de vacuoles digestives et pulsatiles, et de débris alimentaires.	Les cils persistent à l'intérieur du kyste ou le parasite est mobile.

Réservoir du parasite : Le porc constitue le principal réservoir. On le trouve également chez l'homme, des singes, des rongeurs, les bovidés, les ovins, les chevaux, les chameaux, les chiens, les chats, les insectes, les poissons, les primates non humains et les amphibiens, mais il s'agit d'autres espèces encore non déterminées (Dodd., 1991 ; Krauss., 2003 ; Moulinier., 2003).

Cycle évolutif :

Les kystes sont éliminés dans les déjections des animaux infestés. L'homme se contamine par ingestion accidentelle de kystes avec l'eau ou les aliments souillés. Les kystes se transforment en trophozoïtes qui se localisent au niveau du colon. Ceux-ci sont éliminés dans les fèces et s'enkystent (Krauss., 2003 ; Schuster et Ramirez-Avila., 2008 ; Aubry., 2012).

Clinique :

Le plus souvent asymptomatique, dans les cas symptomatiques, elle est cause d'une diarrhée glairo-sanglante et fait évoquer une amibiase colique.

Chez les malades non traités, les trophozoïtes envahissent la muqueuse colique, peuvent être cause de complications à type d'appendicite, de localisations hépatique ou pleuro-pulmonaire (Aubry., 2012).

I.3. Les helminthes parasites de tube digestif :

Sont des êtres pluricellulaires possédant des tissus différenciés. Ils sont reconnus sous formes adultes des deux sexes, sous forme larvaire, embryonnaire ou ovulaire (ANOFEL., 2014).

I.3.1. Les Nématodes :

Ce sont des vers cylindriques, souvent grêles, pourvus d'un tube digestif complet. La surface de leur corps montre parfois des anneaux irréguliers. Les sexes sont séparés (Brumpt., 1949).

I.3.1.1. *Ascaris lumbricoides*:

C'est le plus grand des nématodes cosmopolite de l'intestin de l'homme. Mais on le trouve parfois dans certains organes où il vit en parasite erratique (Brumpt., 1949 ; Marchand., 2014).

Tableau IX: Morphologie d'*Ascaris lumbricoïde* (Brumpt., 1949 ; Moulinier., 2003 ; Marchand., 2014).

Adulte (Figure 23).	Œuf (Figure 24).
<p>Le corps est blanc laiteux, raide et élastique, atténué aux deux extrémités.</p> <p>Les mâles mesurent de 15 à 32 cm.</p> <p>Les femelles adultes peuvent atteindre 50 cm de long.</p>	<p>Forme : ellipsoïde.</p> <p>Taille : 50 à 75 µm de long sur 40 à 60 µm de large.</p> <p>Couleur : Les œufs sont blancs au moment de la ponte.</p> <p>La coque ovulaire est double :</p> <ul style="list-style-type: none"> -Interne : lisse, épaisse. -Externe : épaisse, mucopolysaccharidique, mamelonnée, teintée en brun par les pigments biliaries.

Réservoir de parasite : L'homme, le chimpanzé (Marchand., 2014).

Transmission : Péril fécal par l'ingestion d'œuf avec aliments ou eaux souillées (Moulinier., 2003).

Cycle évolutif :

Le cycle évolutif d'*Ascaris lumbricoides* est résumé sur la Figure 25.

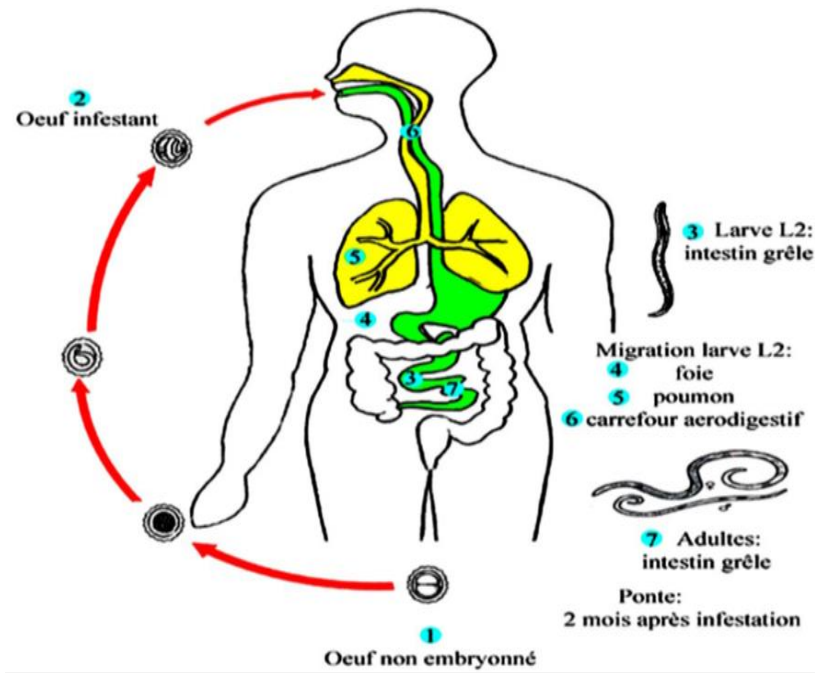


Figure 25 : Cycle évolutif d'*Ascaris lumbricoides* (ANOFEL., 2014).

Clinique :

Les larves migrantes peuvent causer des troubles plus ou moins importants : céphalée, douleurs musculaires, toux et fièvre sont typiques.

Les adultes, dans l'intestin, ne provoquent pas ou peu de réaction de la part de l'hôte sauf s'ils sont très nombreux .En effet, si le ver perce la paroi du tube digestif et arrive dans le cœur ou le cerveau, il peut causer la mort (Marchand., 2014).

I.3.1.2. Trichuris trichiura :

TableauX : Morphologie de *Trichuris trichiura* (Brumpt., 1949 ; Moulinier., 2003 ; Guillaume., 2007; ANOFEL., 2010 ; Marchand., 2014).

Adulte (Figure26).	Œuf (Figure27).
<p>Vers blancs, quelquefois légèrement rougeâtres, mesurent 3cm à 5cm.</p> <p>Le male : mesure 30 à 45 mm de long sur 0,6 mm de large.</p> <p>la femelle : mesure 35 à 50 mm de long sur 0,7 mm de large.</p>	<p>Taille : 50µm de long sur 25 µm de large et présentent deux excroissances polaires.</p> <p>Forme : citron.</p> <p>Couleur : brun clair.</p> <p>Coque : est épaisse et présentant un bouchon muqueux à chaque extrémité.</p>

Réservoir de parasite : L'homme, les singes, le mouton et le porc (Moulinier., 2003 ; Marchand., 2014).

Cycle évolutif :

Les œufs sont évacués avec les selles. Ils s'embryonnent en quelques semaines sur le sol. L'infestation se fait par ingestion d'œufs embryonnés (contamination fécale). Ils éclosent dans l'intestin, puis les larves pénètrent dans la paroi intestinale. En quelques mois elles deviennent adultes, puis s'accouplent et produisent des œufs (Marchand., 2014).

Clinique :

Le plus souvent bénigne et asymptomatique. Mais si elle est importante elle peut entraîner une hémorragie, une anémie, une diarrhée, une dyspnée, des nausées, une perte de poids, des douleurs abdominales, véritable syndrome dysentérique avec émissions glairo-sanglantes très nombreuses et risque de prolapsus rectal (Moulinier., 2003 ; Marchand., 2014 ; Bourée., 1994 ; Buffaz., 2014).

I.3.1.3. *Enterobius vermicularis*:

1-Morphologie :

- **La femelle :** la plus longue d'environ 1 cm, présente une queue pointue prenant le 1/3 de la longueur totale. Son utérus est distendu par les œufs (ANOFEL., 2014).
- **Le mâle :** de longueur de 2 à 5 mm dont l'extrémité postérieure est spiralée et pourvue d'un spicule (Figure28) (Guillaume., 2007).
- **L'œuf :** Les œufs, incolores et lisses, ont une forme ovale asymétrique. Ils mesurent de 50µm à 60µm de long, sont peu résistants dans milieu extérieur, et peuvent rester viable 15 jour en atmosphère humide (Moulinier., 2003 ; ANOFEL., 2010).

Cycle évolutif :

Après l'ingestion des œufs émis dans le milieu extérieur, ils éclosent sous l'effet des sucs digestifs et libèrent les larves qui évoluent dans l'intestin. Seule la femelle gravide franchit le sphincter anal. Elle se fixe par leurs 3 lèvres à la muqueuse anale et pond leurs œufs en une demi-heure.

Quelques femelles, distendues par la masse utérine peuvent éclater dans la lumière colique et libérer les œufs qui se trouvent alors mélangés aux matières fécales.

Dès la ponte terminée, les femelles restées sur places se déshydratent et meurent (Figure30) (Moulinier., 2003).

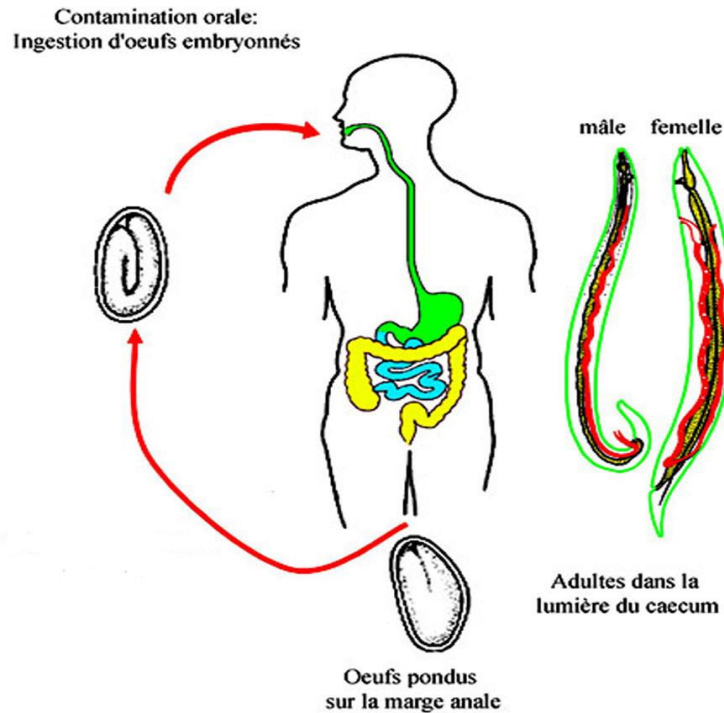


Figure 29 : Cycle évolutif d'*E. Vermicularis* (ANOFEL., 2014).

Contamination humain :

La principale voie de transmission est les œufs qui viennent se loger sur les doigts ou sous les ongles à la suite du grattage.

Les œufs parviennent à l'intestin soit par l'alimentation, les jouets ou autres objets ou bien directement par contact buccal, ils peuvent également voltiger avec la poussière (INEFACTO PHARM., 2016).

Réservoir de parasite : L'homme, le milieu familial (Moulinier., 2003).

Clinique :

Les signes d'une infection d'oxyures peuvent être les suivants :

- Troubles du sommeil, irritabilité, nervosité, malaise général, pâleur douleurs abdominales et de diarrhées (INEFACTO PHARM., 2016).
- Plus rarement, peuvent déclencher une appendicite ou être responsables chez la petite fille, de vulvite (ANOFEL., 2014).

Prophylaxie :

- Traitement de la famille vivant au contact du patient,
- Changement du linge et de la literie le jour du traitement.
- Lavage des mains après défécation et avant les repas, brossage et coupage des ongles régulièrement (Lagarder., 1972 ;Durand et al., 2004).

I.3.1.4. *Ancylostoma duodenale*

Morphologie :

- **Les adultes :** De couleur blanc nacre ou rose. Les males mesurent 5 à 9 mm de long et les femelles de 9 à 11 mm. Les adultes hématophages vivent attachés aux muqueuses (**Figure 30**) (ANOFEL., 2010 ; ANOFEL., 2014).
- **Les œufs :** Les œufs sont ellipsoïdes, symétriques à coque lisse et mince mesurent de 60 µm à 65 µm de long sur 40 µm de large (**Figure 31**) (ANOFEL., 2010).

Cycle évolutif :

Le cycle évolutif des ankylostomes est résumé sur la **Figure 32**).

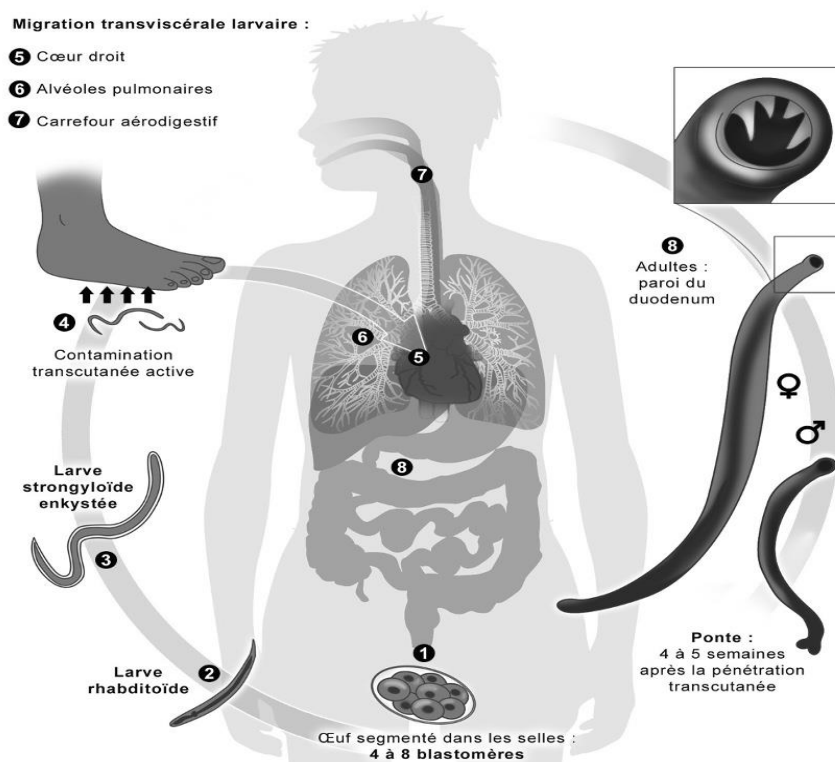


Figure 32: Cycle évolutif des ankylostomes (Guillaume., 2007).

Clinique :

- Phase de migration larvaire : érythème papuleux, prurigineux, toux, expectoration, dysphonie.
- Phase d'état : fixation des vers adultes : troubles digestifs, anémie, Hépatomégalie, cardiomégalie (ANOFEL., 2014).

Prophylaxie :

- Eviter de marcher pieds nus dans les terrains boueux.
- Lutte contre le péril fécal (ANOFEL., 2014).

I.3.1.5. *Strongyloides stercoralis*

Morphologie :

L'anguillule parasite de l'intestin est une minuscule femelle parthénogénétique strongyloïde, très mince et longue de 2 à 3 mm.

D'autres formes adultes, mâles et femelles stercoraux existent seulement à l'état libre; elles sont rhabditoïdes et atteignent 1 mm pour la femelle, un peu moins pour le mâle (ANOFEL., 2018).

- **Les œufs et les larves:** Les œufs sont la forme de dissémination (Valeix., 2016). ils sont rarement retrouvés dans les selles, l'éclosion ayant lieu très rapidement dans l'intestin; des larves rhabditoïdes à double renflement œsophagien;(Figure33) de 300 µm de long sont éliminées avec les selles. Dans l'intestin de l'homme, les larves rhabditoïdes peuvent également se transformer en larves strongyloïdes infectantes à œsophage rectiligne et queue bifide; (Figure34) de 500µm de long capables de réinfectations à travers la muqueuse du tube digestif ou de la marge anale sans passage par le milieu extérieur (cycle d'auto-infection).L'œuf est la forme de dissémination (ANOFEL., 2010 ; Valeix., 2016).

Cycle évolutif :

Le cycle évolutif de *S. stercoralis* est résumé dans le schéma suivant :



Figure 35: Cycle évolutif de *Strongyloides stercoralis* (ANOFEL., 2014).

Réservoir principal: l'homme

Clinique :

- Douleurs abdominales, parfois pseudo-ulcéreuses.
- Douleurs duodénales simulant un ulcère.
- Episodes diarrhéiques (**Guillaume., 2007**).

Prophylaxie :

- Individuelles : port de chaussures fermées en zone d'endémie.
- Collective : réduction des sources d'infestation, lutte contre le péril fécale (**ANOFEL., 2014**).

I.3.2. Les plathelminthes :

Ils sont des vers à symétrie bilatérale, à corps mou, rubané ou foliacé, et aplati dorso-ventralement. Leur corps massif ne comprend qu'une cavité digestive incomplète. Ils ont un cycle de vie des plus compliqués parmi les animaux, et hermaphrodite le plus souvent (**Guillaume., 2007 ; Benouis., 2012 ; Raven et al., 2017**).

I.3.2.1. Les cestodes :

Ils sont caractérisés par un corps segmenté, dépourvus de tube digestif, certains sont munis de ventouses « cyclophlloïdés », d'autres possèdent des « bothridies » ou « pseudophyllidés ». Possèdent un corps ou strobile formé par des anneaux appelés proglottis (**Pechère., 1991 ; Belkaid et al., 1992**).

I.3.2.1.1. *Tænia saginata* :

C'est un parasite cosmopolite transmis par le bœuf.

- **Adulte** : mesure de 5 à 10 mètres (**Figure 36**), émet des anneaux qui se détachent de l'extrémité postérieure, et d'un scolex qui mesurant de 1 à 2mm, muni de 4 ventouses (**Guillaume., 2007 ; Benouis., 2012 ; ANOFEL., 2018**).
- **Les œufs** : de couleur brun sombre, radiées, résistantes, délimitant un embryophore de 30 à 40 µm x 20 à 30 µm contenant un embryon muni de 3 paires de crochets (**Figure 37**) (**Chabasse et Miegville., 2007**).

I.3.2.1.2. *Tænia solium* :

C'est un ver plat dont les larves se trouvent dans la viande de porc. Sa taille varie de quelques millimètres à plusieurs mètres (3 m).

Il présente, à son extrémité antérieure, un scolex muni de 4 ventouses proéminentes et de 700 à 1000 proglottis. Il possède 2 couronnes-crochets qui lui servent d'organes de fixation sur la muqueuse de l'intestin grêle.

Il est exceptionnel très rare dans les pays musulmans (**Encyclopédie médicale., 2018**).

Cycle évolutif:

Les deux espèces présentes un cycle biologique similaire seul l'hôte intermédiaire est différent. En effet le cestode adulte vit au niveau de l'intestin grêle de l'homme, après fécondation les segments gravides sont éliminés avec les fèces dans le milieu extérieur ou ils éclosent libérant les œufs embryonnés. Ces derniers sont ingérés par l'hôte intermédiaire ou la coque est dissoute libérant la larve cysticerque et quand l'hôte définitif ingère la viande peu cuite de l'hôte intermédiaire le cysticerque devient adulte (**Benouis., 2012**).

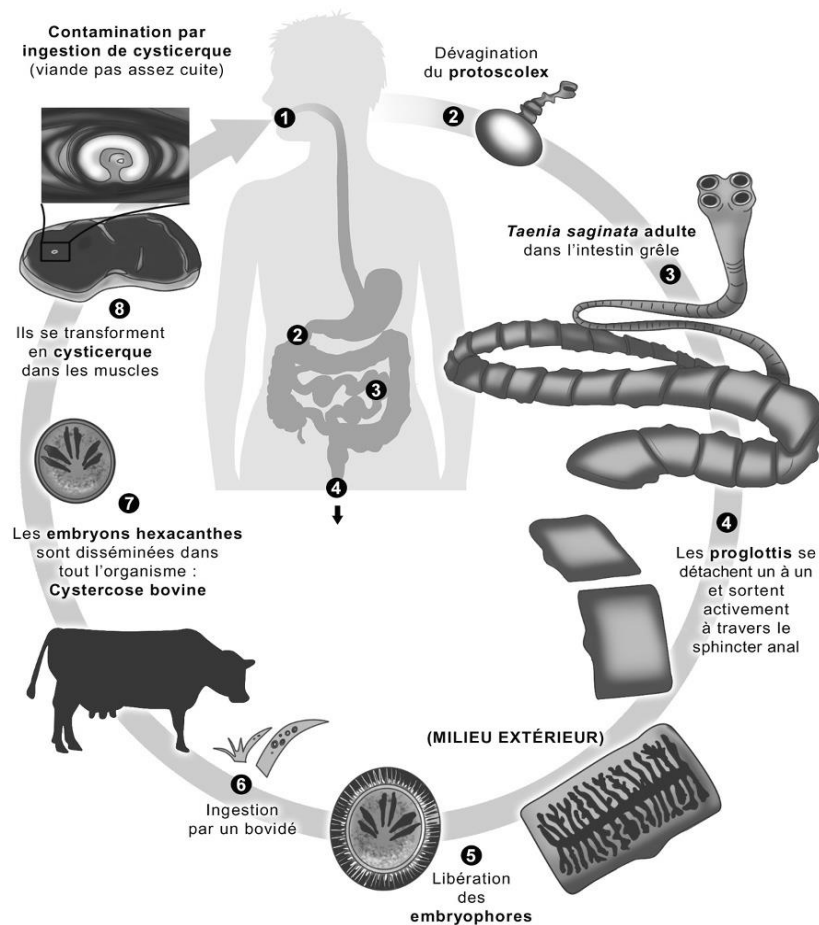


Figure38 : Cycle évolutif de *Taenia saginata* (**ANOFEL., 2010**).

I.3.2.1.3.Hymenolepis nana

Le plus petit des cestodes ne mesurant que 10 à 30mm, mais les sujets infestés peuvent en héberger plusieurs centaines. Le scolex est muni de 4 ventouses et de crochets (**Benouis., 2012 ; Gentilini., 2012**).

Cycle évolutif :

Le stade adulte de *H.nana* vit dans l'iléon de l'homme. Après fécondation les segments gravides digérés libèrent les œufs qui passent dans le milieu extérieur avec les fèces. A partir de là le cycle évolue selon deux voies: soit que ces œufs sont avalés par un hôte intermédiaire (un insecte) ou il se transforme en cysticercoïde ainsi l'hôte définitive se contamine par ingestion de ces insectes avec les aliments, ou bien que l'homme ingère directement les œufs qui éclosent et évoluent pour devenir adulte (**Benouis., 2012**).

Clinique :

L'infestation par les différents ténias humains est l'origine de la même symptomatologie dont anorexie, boulimie, douleurs épigastrique, nausées vomissement, pyrosis, douleurs abdominales, alternance et pancréatite, avec quelques particularités selon les espèces.

En cas d'infestation par *T.solium* ou *T.saginata*, engendrent des troubles neurologiques, et en cas de *H.nana* engendre des diarrhées (**Richard., 2011 ; Benouis., 2012**).

Prophylaxie :

- La base de la prophylaxie est l'hygiène fécale.
- Eviter de manger la viande crue ou peu cuite, ou l'utilisation des fèces humaines non traitées pour fertiliser les prairies et les pâturages.
- Traiter les sujets infectés (**ANOFEL., 2014**).

IV. Discussion

Les infections parasitaires intestinales sont parmi les infections les plus fréquentes dans le monde (WHO, 2001). Environ 3,5 milliards de personnes à travers le monde sont concernées par un portage parasitaire intestinal selon l'OMS.

La répercussion des parasitoses intestinales sur la santé et le bien être des collectivités et des individus sont plus ou moins graves selon divers facteurs :

- l'espèce parasitaire en cause.
- l'intensité et l'évolution de l'infestation.
- la nature des interactions entre les parasites et les germes commensaux de la flore intestinale.
- l'état nutritionnel et immunitaire de la population ainsi que d'autres facteurs d'ordre socioéconomique (niveau d'hygiène) (OMS, 1988).

Tous les sujets abritant des parasites au niveau intestinal ne présentent pas forcément des manifestations cliniques et sont par conséquent des porteurs asymptomatiques. Ces sujets une source de contamination pour leur entourage (Safaa, 2017), c'est le cas dans notre enquête excepté la présence parfois de prurit anal chez des enfants infestés par des oxyures.

Plusieurs études ont été menées à travers le monde entier dans le but de connaître le profil épidémiologique des parasitoses intestinales chez les populations. L'Afrique et l'Asie se développent plus rapidement que n'importe quelle autre région du monde et une augmentation de 16% de la population urbaine est prévue pour 2050 (WHO, 1998). Avec une telle expansion démographique, la mise en œuvre de stratégies de gestion et d'utilisation des eaux usées et des boues fécales revête une importance cruciale pour une vie saine en milieu urbain) (Furhimann et al., 2016).

La prévalence globale (47,29%) du portage parasitaire enregistré dans notre étude était légèrement supérieure à celle notée par (Ouraiba, 2014), à Tlemcen.

Dans notre étude, l'indice parasitaire simple (IPS= 47,29%) et l'indice parasitaire corrigé (IPC=61,48%) étaient notablement élevés en comparaison de ceux relevés dans des études antérieures à Oran (Benouis et al., 2013). Les flagellés représentés par *Giardia intestinalis* étaient les seuls protozoaires pathogènes enregistrés, il n'y avait pas de nématodes excepté les oxyures, aucun cestode non plus n'a été relevé, la composante principale était des protozoaires non pathogènes ou responsables de troubles mineurs, ce qui fait que nos résultats diffèrent foncièrement de ceux rapportés par ces auteurs. Cela peut s'expliquer par le fait que notre étude de 4 mois a porté essentiellement sur des enfants de crèches et d'école primaire, par conséquent

il s'agit de sujets asymptomatiques, alors que l'enquête de Benouis et al (2013) a été entreprise au niveau du CHU d'Oran, elle concernait donc des sujets malades.

En effet dans leur étude, la prévalence des parasitoses intestinales était de 19,96% les protozoaires 95,7% et les helminthes représentaient 4,3%. *Blastocystis hominis* 47,17%, *Entamoeba coli* 18,95%, *Giardia intestinalis* 15,32%, *Endolimax nana* 5,24%, *Entamoeba histolytica* 4,83%, *Pseudolimax butschlii* 4,43%, *Enterobius vermicularis* 2,82%, *Cryptosporidium sp* 0,4%, *Ascaris lumbricoïdes* 0,4% et *Tænia saginata* 0,4%. Statistiquement, il n'a été observé aucune variation notable des parasites en fonction du sexe des patients tandis qu'en fonction de l'âge l'espèce *Giardia intestinalis* était plus fréquente chez les enfants **(Benouis et al., 2013)**.

Au Maroc : une étude rétrospective a été réalisée entre janvier 2007 et décembre 2013 réalisée au service de parasitologie et mycologie à l'hôpital militaire Avicenne. A Marrakech chez des patients militaires et civils de différents âges. Elle a noté un index parasitaire simple de 19,77%, La prévalence des protozoaires était de 89% et celle des helminthes à 11%. Le pourcentage des amibes était le plus élevé avec un taux de 70,3% suivi de *Blastocystis hominis* qui a représenté 12,2% et enfin les flagellés avec un taux de 6,5%. Parmi les amibes, *E. coli* était la plus représentée avec un taux de 28,9% suivie d'*Entamoeba histolytica* avec 27,9% *E. nana*, *E. hartmani* et *Pseudolimax butschlii* représentaient respectivement 7,1%, 5,6% et 0,8% **(Safaa, 2017)**.

En tout état de cause, chez notre population, *Blastocystis hominis* prédomine les protozoaires, ce qui rejoint parfaitement les constats de Ourabia (2014) à Tlemcen Algérie et de **(Rafaa, 2017)** à Meknès au Maroc.

Concernant les facteurs de risque, le niveau socio-économique, l'âge et l'habitat rural semblent exercer un effet important sur l'occurrence du portage parasitaire intestinal, ce qui rejoint les constats d'autres études **(Ouraba, 2014 ; Safaa, 2017)**. Le sexe de l'enfant ne semble jouer aucun effet sur la prévalence du portage intestinal.

La giardiose prédomine chez les enfants essentiellement ceux vivant en collectivité, ceci s'explique par une forte exposition au péril fécal en bas âge et aussi probablement par la sensibilité de cette tranche à *Giardia intestinalis*.

Les associations parasitaires les plus fréquemment retrouvées dans notre population ont concerné les protozoaires; cela peut être justifié par le fait que plusieurs espèces de cet embranchement ont le même mode de transmission.

Même si la quasi-totalité des parasites relevés étaient des protozoaires non pathogènes, cela dénotait des conditions d'hygiènes défectueuses, surtout l'exposition au péril fécal **(Moulinier,**

2003). Quelle que soit le milieu de l'enfant prélevé, *Giardia intestinalis*, agent des maladies à transmission hydrique, a été enregistré, ce qui témoigne de réseaux d'alimentation en eau potable qui laissent à désirer.

De ce fait, la lutte contre les parasites intestinaux s'impose. Nous préconisons, des mesures prophylactiques requièrent une intervention multidisciplinaire pour réunir des conditions de vie saine avec la responsabilisation et la participation active et sérieuse de la communauté, ceci exige une sensibilisation en matière d'hygiène collective et individuelle.

II. Matériel et méthodes :

II.1. Lieu de stage :

Il s'agit d'une étude descriptive concernant les examens parasitologiques des selles des enfants à la région de Blida, s'est déroulée au laboratoire d'hygiène de la wilaya de Blida, pendant une période de 15 semaines, allant de 28 Janvier 2018 à 10 Mai 2018.

II.2. Matériel :

II.2.1. Échantillonnage :

Nous avons effectué l'analyse parasitologique des selles au sein d'un échantillon de 148 enfants, de l'âge de six mois à 13ans. Concernant le choix de site d'étude, 3 sites ont été sollicités :

- Les crèches situés au centre de Blida (crèche 1 : El Fath, crèche 2 : Tarik Ibn Ziad) pour des enfants de huit mois jusqu'à 5 ans.
- Le primaire Okba Ibn Nafi de la région de khazrouna à Blida, pour des élèves de 7ans à 13 ans, de 1^{ère} à 5^{ème} année primaires.
- Les enfants consultant le laboratoire d'hygiène de la wilaya de Blida.

II.2.1.1. Recueil des prélèvements :

La collecte des prélèvements s'est déroulée après l'accord des parents des enfants sensibilisés sur la nature, l'importance et la nécessité d'une telle enquête ainsi que l'explication de la méthode du prélèvement par des convocations remises aux leurs enfants.

Chaque enfant reçoit :

- Un pot propre et sec portant un numéro pour le recueil des selles,
- Une lame porte objet portant le même numéro pour le Scotch test.



Figure 39 : Matériel de prélèvement donné pour chaque enfant (Originale 2018).

En plus de l'identification de l'enfant par la fiche de renseignements on a noté leur situation socio-économique et la consistance de la selle.

II.2.1.2. Précautions avant le recueil des selles :

Les enfants ou leurs parents ont été conseillés sur un certain nombre de points nécessaires :

- Ne doivent pas absorber quelques produits, tels que mucilages, charbon, huile de paraffine ou produits de contraste pour examen radiologique ;
- Recommander un remplissage d'environ la moitié du pot pour avoir la quantité suffisante permettant la mise en œuvre de toutes les techniques nécessaires ;
- Ne pas recueillir les selles et les urines dans un même pot car ceci provoque la lyse ou l'altération de la morphologie des parasites ;
- L'émission des selles doit se faire de préférence le matin même du jour de l'examen ; mais en cas de difficulté, il est possible de récupérer sa selle la veille de l'examen à condition qu'elle soit conservée à + 4°C.

La présence de ces éléments dans les selles rend l'examen microscopique difficile, car ils augmentent le volume des culots de centrifugation et peuvent être la cause d'erreurs d'identification (Tibila ; 2015).

II.2.2. Matériel biologique :

Durant la période d'étude, 148 prélèvements de selles fraîchement émises et 29 scotch-tests anaux étaient recueillis.

II.2.3. Matériel non biologique :

Il est représenté par les verreries, les appareillages, réactifs et colorants (Voire annexe II).

II.3. Méthodes :

II .3.1. Examen parasitologique des selles :

Il permet d'affirmer l'existence d'une parasitose intestinale qui peut être responsable de troubles digestifs, d'une anémie ou d'une augmentation du nombre d'éosinophiles dans le sang. Cet examen peut également être prescrit avant l'administration d'un traitement corticoïde ou immunodépresseur à fortes doses. Il peut aussi être réalisé pour vérifier l'efficacité d'un traitement pour une parasitose déjà diagnostiquée. Cet examen se base sur l'examen des selles du

patient recueillies dans un pot stérile et analysées en laboratoire (ANOFEL ., 2018 ; Doctissimo., 2018).

II .3.1.1.Conservation des selles et des parasites :

II .3.1.1.1.Conservation par le froid :

Les selles ne doivent pas être conservées à température ambiante à 37°C. En effet, ces températures favorisent la multiplication des bactéries qui gêne l'observation microscopique et provoque la lyse des formes végétatives des protozoaires. Il faut donc placer le flacon à +4°C pour la conservation des œufs et des kystes en sachant que les formes végétatives sont mal conservées (Rahmouni., 2010).

II .3.1.1.2. Conservation par l'eau formolée :

C'est une solution fixatrice et conservatrice.

Kystes de protozoaires et œufs d'helminthes seront conservés dans du formol a 10% pour les selles pâteuses, et à 5 % pour les selles fermes.

Les formes végétatives pourront être fixées et conservées quelques semaines dans du formol à 10%.

Quand aux œufs qui peuvent continuer leurs segmentation après émission il faudra utiliser le formol à 20% (Achie et Hmraoui., 2018).

II .3.1.1.3. Conservation par Mercurothiolate Iode Formol (MIF) :

Il permet une conservation beaucoup plus longue des formes végétatives (quelques années) et des kystes de protozoaires (indéfinie) colorés.

De plus, il permet d'effectuer une concentration physico-chimique sur des selles prélevées hors du laboratoire (Achie et Hmraoui., 2018).

Solution MIF voir annexe II.

II .3.1.2.Examen macroscopique :

Il s'effectue à l'œil nue et il permet d'avoir une appréciation sur :

- la quantité (entre 100 et 150 g)
- la couleur : normalement brune (transformation de la bilirubine en sterchobiline), pouvant être pathologiquement décolorée, jaune, verte, noir (sang digéré), rouge (hémorragie basse ou aliments comme betterave)

- la consistance des selles : normalement souple et moulée (gardant le moule de l'intestin), pouvant être ferme, pâteuse, molle, liquide.
- la présence éventuelle de glaires (mucus), de sang ou de parasites adultes comme des *Ascaris* adultes ou des anneaux de *Tania* (Bioimage., 2018 ; Achie et Hmraoui., 2018).

II 3.1.3. Examen microscopique :

L'examen consiste à rechercher directement la présence de parasites par observation au microscope.

La lecture microscopique des préparations se fait à l'objectif x 10, ce qui permet de repérer les éléments parasitaires ; chaque éléments intéressant est placé au centre du champ puis observe à l'objectifs x40 pour voir leur morphologie plus en détail (Lawrence et all., 1994 ; Passeportsante., 2018).

II.3.1.3.1 Examen microscopique:

II.3.1.3.1.1. Examen direct à l'état frais

L'examen direct permet d'étudier la viabilité des formes végétatives des protozoaires, et de noter leur mode de déplacement. Il peut être faussement négatif en cas de faible parasitisme (Gentilini., 1983 ; Guillaume., 2007).

- **Mode opératoire :**

-A l'aide d'un écouvillon on prélève des selles en superficie et en profondeur à différents endroits en privilégiant les zones où des anomalies sont présentes (mucus sanglant).

-Ces petites particules de matière fécale sont diluées dans de l'eau physiologique.

-Agiter et laisser sédimenter.

-Ensuite, on prélève à l'aide de l'écouvillon ou d'une micropipette une goutte et on la dépose sur une lame porte objet et la couvrir d'une lamelle.

-Observer au microscope optique (G×10) puis (G ×40).

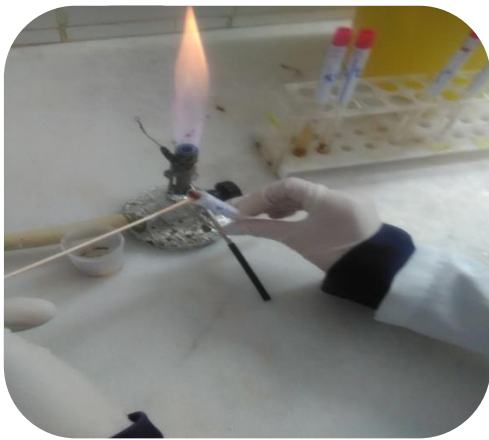
* dans certains cas où il ya une grande abondance des globules blancs, rendant difficile le repérage des kystes, on a recours à la dilution à l'eau distillée (Ouraiiba et Seghir ; 2014).



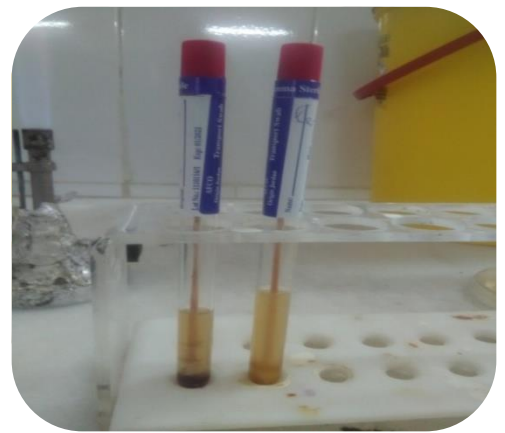
1-Préparation du matériel et de l'échantillon.



2-Prendre une noisette de selle.



3- Déposer la noisette dans le tube.



4-Agiter et laisser sédimenter.



5- Prélever une goutte et la dépose sur une lame puis la recouvrir par une lamelle.



6-Observer au microscope optique (G×10) puis (G ×40).

Figure 40 : Etapes de l'examen direct (originale 2018).

II.3.1.3.1.2. Examen après coloration au lugol:

Elle est utilisée pour identifier des formes kystiques de protozoaire (surtout d'amibe) dans des selles, et elle permet de mieux visualiser certains éléments d'identification : vacuole, noyau, caryosome (MemoBio., 2018).

- **Mode opératoire :**

Il consiste à ajouter une goutte de lugol à 2% (commercial) au montage préparé pour examen direct, et qu'on observe au microscope.

II.3.1.3.2. Examen microscopique après concentration :

Les techniques de concentration permettent de concentrer les parasites dans un volume très réduit de selles après élimination du maximum de débris alimentaires. Ceci permet d'améliorer la sensibilité de la recherche des éléments parasitaire (Trabelsi et all ; 2012).

II.3.1.3.2.1. Méthodes physiques :

II.3.1.3.2.1.1. Technique de Willis :

Elle permet la recherche des œufs d'Ankylostomes et d'Hymenolepis surtout dans les enquêtes épidémiologiques (Guillaume., 2007 ; El- Hassani., 2014).

- **Mode opératoire :**

-Dans un verre à pied diluer une noisette de selle dans 10 fois son volume d'une solution saturée de chlorure de sodium (Na Cl 25%). (Voir annexe II)

- Homogénéiser, puis filtrer la dilution par une gaze chirurgicale.

-Verser la suspension obtenue dans un tube maintenue verticalement jusqu'à ce que le liquide arrive au ras du bord et forme un ménisque.

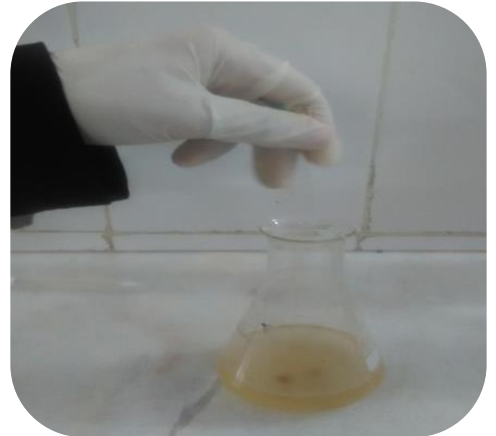
- Poser une lamelle sur ce ménisque (éviter d'inclure les bulles d'air).

- Laisser reposer 15 à 30 minutes.

- Enlever la lamelle, puis la déposer sur une lame porte objet et examiner immédiatement au microscope optique (G×10) puis (G ×40) (car la préparation se dessèche très rapidement) (Musubao., 2008).



1-Préparation du matériel et de l'échantillon.



2-Préparation de la dilution et l'agitation



3-Filtrer.



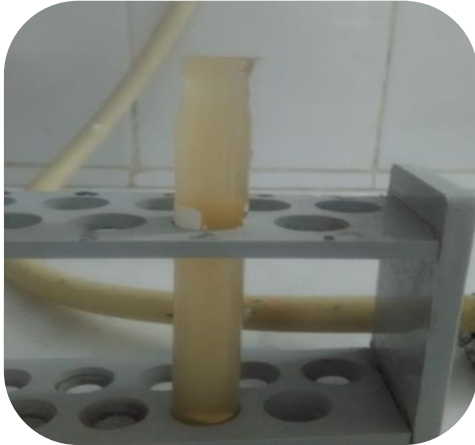
4-Verser dans un tube jusqu' à l'obtention du ménisque.



Le ménisque



5-Recouvrir d'une lamelle



6-Laisser reposer 15 minutes.



7-Retirer la lamelle, la déposer sur une lame et observer au microscope optique.

Figure 41 : Etapes de la technique de Willis (originale 2018).

II.3.1.3.2.2. Méthodes physico-chimiques :

Le principal général de ces techniques consiste à mettre en présence deux phases liquide non miscibles dont l'une aqueuse et l'autre un solvant (**Belkaid et al., 1989**).

II.3.1.3.2.2. 1. Méthode de Ritchie :

Elle permet une Bonne concentration des kystes de protozoaires et une concentration moindre des œufs, en particulier les œufs d'ascaris (**El- Hassani., 2014 ; Pierson., 2008**).

- **Mode opératoire :**

-Préparer une dilution dans un verre à pied par l'ajoute sur 2-3 g de selle prélevée de plusieurs endroits, une solution de formol à 10 % (voir annexe II) de jusqu' à l'obtention d'une solution homogène.

-Laisser sédimenter.

-Verser la suspension dans un tube conique à volume 2/3

- Ajouter 1/ 3 ml d'éther du volume total, puis agiter jusqu'à formation de solution homogène.

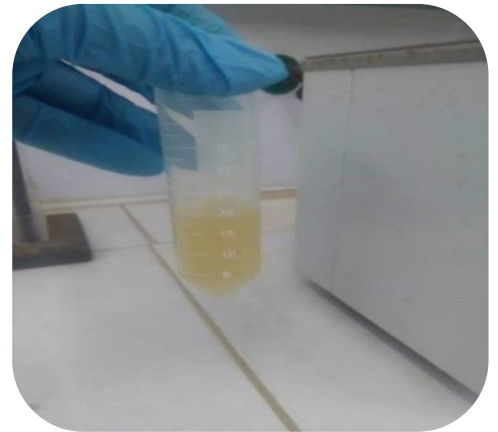
-Centrifuger à 2500 tours pendant 2 minutes.

-Eliminer les 3couches supérieures par retournement brusque de tube.

-Remettre le tube dans son support et prélever une goutte du culot avec une pipette pasteur pour la déposer sur une lame, couvrir avec une lamelle et examiner au microscope (G×10) puis (G×40) (**Achour., 2012**).



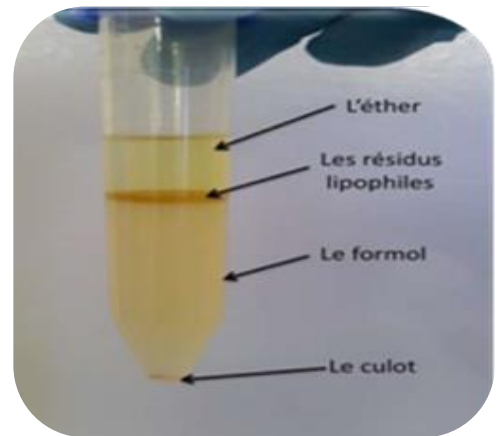
1-Préparation de la dilution



2-Verser la suspension dans un tube conique



3-Centrifuger à 2500 tours/2min.



4-Obtention de 4 couches.



5-Jeter brusquement le surnageant



6-Examiner le culot de sédimentation.

Figure42 : Etapes de la Technique de Ritchie (originale 2018).

II.3.1.3.2.3. Méthode d'éclaircissement :

Le diagnostic de certains parasites nécessite la mise en route de techniques spéciales choisies en fonction du parasite recherché (**Belkaid et al., 1989**).

II.3.1.3.2.3.1. Technique de Kat-Katz :

Elle est utile uniquement pour les œufs d'helminthes (Massenet et al., 2013 ; El- Hassani., 2014).

- **Mode opératoire :**

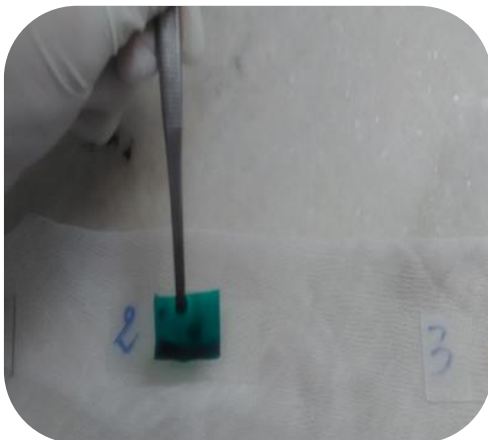
- Faire tremper pendant ou moins 24h une bande de cellophane (20/30mm) dans la préparation de glycérolée -vert malachite. (Voir annexe II)
- Sur une lame déposer une petite noisette de selles
- Recouvrir par une bande de cellophane déjà préparé.
- Retourner la lame puis écraser sous papier absorbant pour répartir régulièrement les selles.
- Laisser 1h à température ambiante.
- Examiner sous microscope optique (G x 10) Puis (G x 40) (El- Hassani. ,2014).



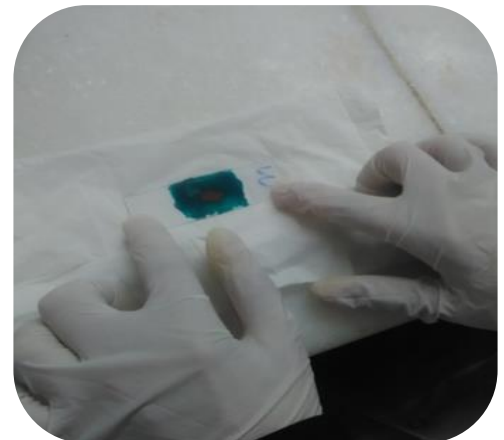
1-Tremper les cellophanes dans une Solution de coloration pendant 24h



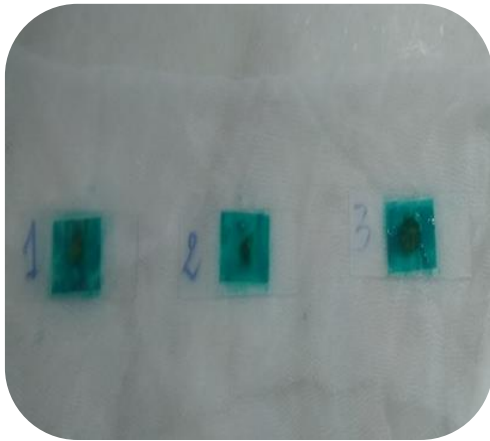
2- Déposer une noisette de selle sur une lame.



3-Recouvrir par une bande de cellophane



4-Retourner la lame et écraser



5-Laisser reposer 1h à température ambiante.



6-Observer au microscope (G×10)
puis (G ×40)

Figure 43 : Etapes de la technique de Kato-Katz (originale 2018).

II.3.1.3.3. Techniques spéciales :

II.3.1.3.3.1. Scotch test anal :

Appelé également test de GRAHAM à la cellophane adhésive, il permet la mise en évidence des œufs d'oxyures ou de tœnias dans les plis anaux (**Benzalim., 2010 ; Rahmouni., 2010**).

Réalisation du prélèvement :

- La recherche se fait de préférence le matin, avant toute toilette et défécation
- Décoller le scotch transparent de son support (utiliser une bande d'environ 5 cm).
- Appliquer le coté adhésif sur les plis de la marge anale à l'aide d'un écouvillon ou un tube à essai (bien déplisser la marge anale) et le maintenir en appuyant quelques secondes.
- Il existe une variante qui consiste à appliquer le scotch transparent repliée en U sur le fond d'un tube à essai au niveau de la marge anal.
- Retirer le scotch et l'étaler sur la lame (lame dégraissée) sans faire de bulles d'air.
- Observer au microscope (G×10) puis (G×40) (**Lagarder., 1972 ; Benzalim., 2010 ; Rahmouni., 2010**).



Figure 44: Scotch-test anal

II.4. Analyses statistiques

Trois tests et techniques statistiques différents ont été utilisés pour analyser nos données : tests chi-deux, régression logistique standard et régression logistiques à effets mixtes (modèle mixte).

Les tests du χ^2 (chi-deux, chi-carré) sont basés sur la statistique du χ^2 proposée par Karl Pearson, mathématicien britannique. L'objectif de ces tests est principalement de comparer des distributions entre elles (des proportions d'enfants cliniquement ou coprologiques positifs à des parasites intestinaux). Ces tests peuvent être appliqués à des variables de nature qualitative (binaire, nominale, ordinale, quantitative regroupée en classes comme les classes d'âge d'enfants).

Ce test peut être utilisé pour comparer la prévalence d'une maladie selon les différentes classes d'âges, comme c'est le cas quand il s'agit d'étudier l'effet de l'âge sur la prévalence du portage parasitaire.

Trois types de test du χ^2 peuvent être distingués :

- Le test du χ^2 d'ajustement dont l'objectif est de comparer une distribution observée sur un échantillon à une distribution théorique (binomiale, Poisson, normale) ou à une distribution connue dans la population sous-jacente.
- Le test du χ^2 d'homogénéité dont l'objectif est de comparer deux ou plusieurs distributions observées sur des échantillons.
- Le test du χ^2 d'indépendance qui est utilisé pour étudier sur un même échantillon la liaison entre deux variables qualitatives.

La régression logistique, qui est une technique permettant d'ajuster une surface de régression à des données lorsque la variable dépendante est dichotomique (présence ou absence de parasites intestinaux), a été appliquée pour savoir quels sont les facteurs liés à la prévalence du portage et ensuite la force de liaison a été quantifiée par le rapport des cotes correspondant à chaque facteur. Il s'agit en fait de connaître les facteurs associés à un phénomène (ici l'occurrence de portage d'helminthes ou protozoaires) en élaborant un modèle de prédiction. La popularité de cette méthode est bien connue dans les sciences de la santé et en sciences humaines, où la variable à prédire est la présence ou l'absence d'une maladie, d'un symptôme ou d'un phénomène. Elle paraît comme la méthode de choix en épidémiologie. La régression logistique n'exige pas que les prédicteurs soient distribués normalement, linéaires ou qu'ils possèdent une variance égale entre chaque groupe.

La régression logistique à effets mixtes (modèle mixte) est préférable à la précédente lorsque les données sont liées entre elles, comme c'est le cas des enfants d'une même école primaire ou d'une même crèche. Nous avons effectué les 2 types de régression logistiques pour pouvoir comparer les résultats.

En définitive, 3 logiciels statistiques ont été exploités en vue de réaliser les différents tests précédemment cités, à savoir STATISTICA 10, SPSS (Statistical Package for the Social Sciences) version 22 et enfin le logiciel gratuit R (R core team, 2018). Quel que soit le logiciel utilisé, y compris pour la statistique descriptive, toutes les modalités des variables ont été alphabétiquement codifiées.

Dans tous les cas, comme prélude à l'analyse statistique, les fichiers ont été préparés par le tableur Microsoft Excel 2007.

Les différents paramètres pris en compte ont été catégorisés de la façon suivante :

- Ages (5 catégories) : A (moins de 2 ans), B (de 2 à 4ans), C (de 4 à 6 ans), D (de 6 à 8 ans), E (plus de 8 ans) ;
- Sexe : G (garçon), F (fille) ;
- Provenance de l'enfant prélevé : primaire, crèche 1, crèche 2, laboratoire ;
- Niveau socioéconomique : mauvais, bon ;
- Parasites (le nom du parasite identifié).

III. Résultats

III.1. Prévalence parasitaire du portage selon les facteurs étudiés

Dans le **tableau XIII** sont consignés le nombre de cas positifs et négatifs de parasitisme selon les différents facteurs étudiés, catégorie d'âges, sexe, provenance, niveau socioéconomique et ainsi qu'en fonction de l'altération des selles.

Tableau XIII : Nombre de cas et pourcentages de portage selon les différents facteurs étudiés

Facteur	Niveaux	N de Négatifs	N de positif	p-value
Catégories d'âges	Moins de 2 ans	6	3	0.007107**
	De 2 à 4 ans	5	4	
	De 4 à 6 ans	6	15	
	De 6 à 8 ans	6	17	
	Plus de 8ans	55	33	
Sexe de l'enfant	Fille	40	39	0.5894
	Garçon	38	31	
Provenance du prélèvement de selles	Crèche 1	9	3	0.001144**
	Crèche 2	2	9	
	Laboratoire	1	9	
	Ecole primaire	66	49	
Aspect et consistance des selles	Ferme, normale	23	12	0.14
	Molle	19	15	
	Pâteuses	36	30	
	Liquides	10	13	
Niveau socioéconomique	Bon	42	44	0.2673
	Mauvais	36	26	
Total	148	78	70 (47,29%)	0.5108

Dans le **tableauXIV** sont consignés le nombre de cas et le pourcentage du parasitisme par les oxyures selon les différents facteurs étudiés, catégorie d'âges, sexe, provenance.

Tableau XIV: Nombre de cas et pourcentages d'atteinte par les oxyures selon les différents facteurs étudiés.

Facteur	Niveaux	N de Négatifs	N de positif	p-value
Catégories d'âges	Moins de 2 ans	3	0	0.6206
	De 2 à 4 ans	14	3	
	De 4 à 6 ans	3	1	
	De 6 à 8 ans	2	0	
	Plus de 8 ans	1	1	
Sexe de l'enfant	Fille	12	3	0.7505
	Garçon	11	2	
Provenance du prélèvement de selles	Crèche 1	1	0	0.2065
	Crèche 2	13	3	
	Laboratoire	7	0	
	Ecole primaire	2	2	
Total	28	23	5 (17,85%)	0.01108*

En lisant la dernière du tableau précédent, on déduit que le nombre de cas positifs au scotch test est, significativement, inférieur à celui des négatifs. Il n'y a pas d'effets significatifs à enregistrer concernant les facteurs étudiés.

III.2. Principaux parasites intestinaux identifiés

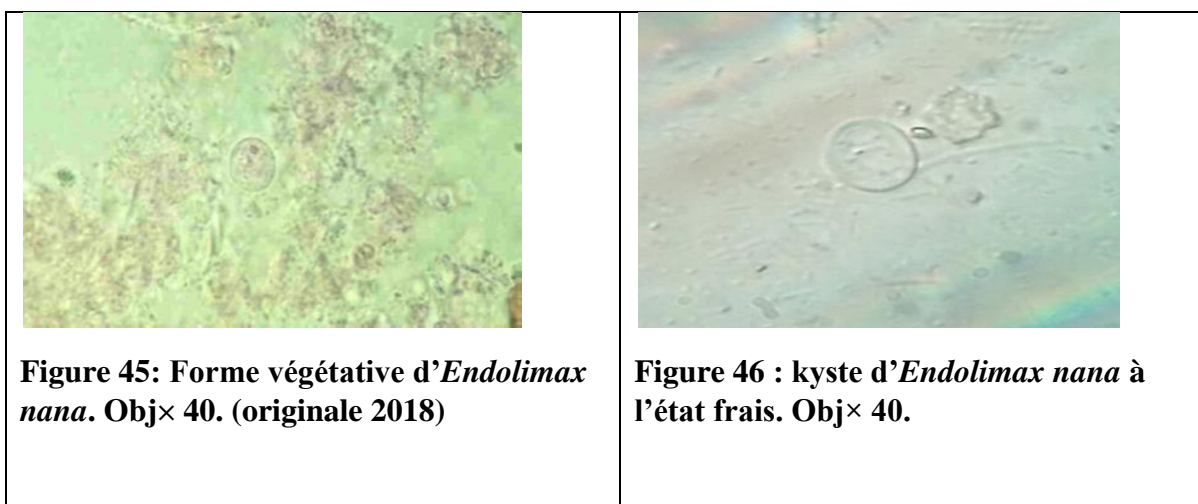
Dans le **tableau XV** sont résumés le nombre de fois que chaque parasite a été identifié, que ce soit en monoparasitisme ou en polyparasitisme.

Tableau XV : Répartition des espèces parasitaires (Tableau récapitulatif des résultats).

Parasites	N de positifs	pourcentages
<i>Blastocystis hominis</i> + <i>Entamoeba coli</i>	1	1,42%
<i>Blastocystis hominis</i> + <i>Endolimax nana</i> + <i>Entamoeba coli</i>	2	2,84%
<i>Blastocystis hominis</i> + <i>Endolimax nana</i> + <i>Giardia intestinalis</i>	1	1,42%
<i>Blastocystis hominis</i> + <i>Giardia intestinalis</i>	3	4,28%
<i>Blastocystis hominis</i>	16	22,85%
<i>Blastocystis hominis</i> + <i>Endolimax nana</i>	6	8,57%
<i>Endolimax nana</i> + <i>Giardia intestinalis</i>	5	7,14%
<i>Endolimax nana</i>	17	24,28%
<i>Entamoeba coli</i>	3	4,28%
<i>Giardia intestinalis</i>	13	18,57%
<i>Enterobius vermicularis</i>	2	2,84%
<i>Pseudolimax butschlii</i>	1	1,42%

A l'analyse du tableau précédent, on remarque que les espèces les plus fréquentes en mono parasitisme sont *Endolimax nana* et *Blastocystis hominis*. Parmi les parasites pathogènes, *Giardia intestinalis* et *Enterobius vermicularis* sont assez fréquents.

Tableau XVI: les différentes formes parasitaires diagnostiquées durant cette enquête.



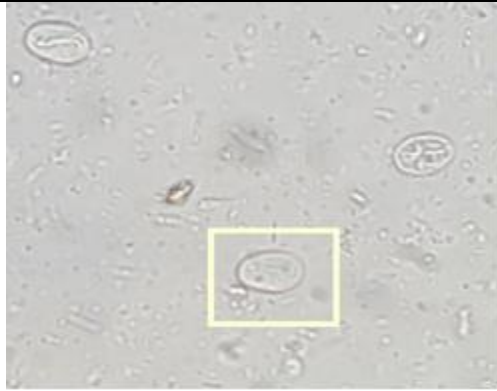


Figure 47: Kyste de *Giardia Intestinalis*. Obj $\times 40$. (originale 2018)



Figure 48 : Scotch-test positif montrant des œufs d'*Enterobius vermicularis*. Obj $\times 40$. (originale 2018)



Figure 49: Kyste de *Blastocystis hominis* .Coloration au lugol.Obj $\times 40$ (originale 2018).

III.3. Calcul de quelques indices

- **Indice parasitaire simple**

Cet index (IPS) représente le pourcentage d'examens positifs par rapport au nombre global des examens effectués. Dans notre cas, $IPS = 0,47$.

- **Indice Parasitaire Corrigé (IPC)**

L'index parasitaire corrigé (IPC) est le pourcentage du total des parasites trouvés par rapport au total des patients examinés.

Dans notre cas, $IPC = 91/148 = 0,61$.

- **Indice du polyparasitisme**

L'indice de polyparasitisme(IPP) est le pourcentage de sujets polyparasités par rapport au nombre total des examens effectués.

La différence entre l'IPC qui représente le taux de parasites et l'IPS qui représente le taux des examens positifs, nous renseigne sur le degré de polyparasitisme :(IPP = IPC – IPS).

Ici, IPP= 100(18/148)= 0 ,12.

- **Indice Parasitaire Spécifique (IPSp)**

C'est le pourcentage des sujets hébergeant un parasite ou un groupe de parasites par rapport au nombre total des sujets examinés (IPSp, **TableauXVII**).

TableauXVII: L'index parasitaire spécifique (**IPSp**) de chaque des différents parasites identifiés

Nature	Parasites	Nombre de cas	IPSp(%)
	<i>Blastocystis hominis</i>	29	19,6
	<i>Entamoeba coli</i>	6	4,05
	<i>Endolimax nana</i>	31	20,94
	<i>Pseudolimax butschlii</i>	1	0,6
	<i>Giardia intestinalis</i>	22	14,86
	<i>Enterobius vermicularis</i>	2	1,35

On voit que c'est l'espèce *Endolimax nana* qui a l'index parasitaire spécifique le plus élevé. Par contre, l'espèce *Pseudolimax butschlii* correspond à l'index parasitaire spécifique le plus faible.

III.4. Résultats de la régression logistique standard

Les résultats de l'observation microscopiques des 148 prélèvements de matières fécales ont été soumis à l'analyse par la régression logistique standard (**TableauXVIII**). Elle n'a retenu que trois facteurs pertinents à savoir catégorie d'âges, provenance, et niveau socioéconomique, ayant éliminé les autres. La procédure se fait en 2 étapes, lors de la première tous les paramètres sont inclus dans l'analyse, ensuite la commande step de r élimine les facteurs jugés impertinents. Les niveaux (modalités) exerçant un effet significatif sur le portage parasitaire ont été rendus en gras.

TableauXVIII: Résultats de l'analyse par la régression logistique Standard

Facteur	Niveaux	p-value	Odds ratio
Catégories d'âges	Moins de 2 ans	Niveau référence	/
	De 2 à 4 ans	0.334060	3.622015
	De 4 à 6 ans	0.091128	18.661687
	De 6 à 8 ans	0.038935 *	45.697318
	Plus de 8 ans	0.185397	10.873561
Provenance du prélèvement de selles	Crèche 1	Niveau Référence	/
	Crèche 2	0.455999	2.690122
	Laboratoire	0.108007	11.981924
	Ecole primaire	0.216288	0.120319
Niveau socioéconomique	Bon	0.008961 **	0.272499
	Mauvais	Niveau Référence	/

On comprend qu'un bon niveau socioéconomique des parents de l'enfant, diminue la probabilité de portage parasitaire de celui-ci de 3.669738 fois. Par contre, un âge entre 6 et 8 ans augmente la possibilité d'être porteur de parasites intestinaux de 45, 697318 fois. La provenance du prélèvement n'exerce pas d'effet significatif.

III.5. Résultats de la régression logistique à effets mixtes

Les résultats de l'observation microscopiques des 148 prélèvements de matières fécales ont été soumis à l'analyse par la régression logistique à effets mixtes (**TableauXIX**). Elle n'a retenu que trois facteurs pertinents à savoir catégorie d'âges, consistance des selles et niveau socioéconomique, lesquels ont été présentés ci-après.

TableauXIX : Résultats de l'analyse par la régression logistique modèle mixte

	Estimate	Std. Error	p-value	Odds ratio
Filles	-	-	-	-
Garçons	-0.11916	0.39156	0.7609	

Selles liquides	1.48132	0.62218	0.0173 *	4.398748
Selles molles	0.34327	0.49827	0.4909	
Selles pâteuses	0.74235	0.63126	0.2396	
Niveau socio-économique mauvais	-	-	-	
Niveau socio-économique Bon	-1.27523	0.50932	0.0123 *	0.2793667
Moins de 2 ans	-	-	-	-
De 2 à 6 ans	0.44357	1.22437	0.7171	
De 4 à 6 ans	2.04038	1.35619	0.1325	
De 6 à 8 ans	2.65299	1.47039	0.0712	
Plus de 8 ans	1.16241	1.42296	0.4140	

Deux des niveaux des facteurs inclus dans l'analyse jouissent d'une valeur prédictive, une consistance liquide des selles et le niveau socioéconomique. Dans les 2 types de régression le niveau socio-économique est un élément d'intérêt.

CONCLUSION

Les parasitoses intestinales constituent un indicateur du niveau d'hygiène d'une population. Leur épidémiologie est liée au péril fécal, ce qui explique que les pays en développement sont les plus concernés.

L'âge joue un rôle important aussi dans la dissémination de ces parasitoses vue l'incapacité des petits à assurer une hygiène efficace ainsi que la promiscuité et le contact avec la terre souillée favorisent la contamination.

L'examen parasitologique des selles permet l'identification du parasite le plus souvent sous forme kystique à l'examen direct ou après concentration par les techniques complémentaires. Ces kystes représentent les formes de résistance et de dissémination dans le milieu extérieur.

Nous avons réalisé cette étude au niveau de laboratoire d'hygiène de la wilaya durant 15 semaines (28Janvier -10Mai 2018), l'ensemble des prélèvements des enfants issus de différentes provenances, école, crèches, laboratoire, ayant fait l'objectif proviennent de la région de Blida.

Ce travail nous a permis d'estimer une prévalence globale de 47,29% du portage parasitaire. Ce portage était proche en comparaison avec celui observé chez les adultes dont les prélèvements ont été reçus au niveau du même laboratoire, ceux des cuisiniers. Ces résultats peuvent être le reflet d'une mauvaise hygiène, d'une éducation sanitaire insuffisante et d'un niveau socio-économique faible exposant au risque de l'infection par ces parasites. Ce dernier est devenu très faible dans les pays à haut niveau d'hygiène.

La majorité des espèces parasitaires répertoriées sont non pathogènes sauf *Giardia intestinalis* un des agents des maladies à transmission hydrique les plus fréquents en Algérie.

Les résultats de notre travail mettent en lumière l'importance du péril fécal, nous préconisons; la nécessité d'appliquer les mesures préventives individuelles et collectives et d'appliquer les règles d'hygiène, par le dépistage et le traitement des porteurs asymptomatiques, et le dépistage de ces parasitoses lors des visites médicales des écoliers, en plus la répétition des examens des selles et le renforcement des laboratoires de parasitologie en matériel adéquat.

- Achour, A. (2012). Contribution à l'étude des infections intestinales d'origine parasitaire et fongique dans l'établissement public hospitalier de Boufarik. Mémoire de master. Université Blida, Blida .64p.
- Achie, I. Hmraoui, B : Achie, I. Hmraoui, B. La coprologie parasitaire. Grand cours d'instituts Pasteurs. Ed pirates, 40p, Algérie. Disponible sur le site : <https://fr.scribd.com/doc/40477266/COPROLOGIE-PARASITAIRE>.
- ANOFEL, (2004): Association Française des Enseignants et Praticiens Hospitaliers Titulaire de Parasitologie et Mycologie Médicale. (2004).3^{ème} édition.
- ANOFEL, (2010): Association française des enseignants de parasitologie et mycologie. (2010). Abrégé connaissances et pratique, Parasitoses et mycoses des régions tempérées et tropicales. 2^{ème} Edition Elsevier Masson, 362p, Paris.
- ANOFEL, (2014) : Association française des enseignants de parasitologie et mycologie 2014). Polycopie national. Université Médicale Virtuelle Francophone. 41p, Paris.
- ANOFEL, (2016) : Association française des enseignants de parasitologie et mycologie (2016). Université Médicale Virtuelle Francophone .16p, Paris.
- ANOFEL, (2017) : Le manuel de résident, Parasitologie-Mycologie. (2017).Ed Tsunami, 89p, Paris.
- ANOFEL, (2018) : [http://: www-fac-pharma.u-stasbg.fr](http://www-fac-pharma.u-stasbg.fr). (Cours de parasitologie faculté de Strasbourg). Consulter le 15.04.2018
- ANOFEL, (2018): <http://dictionnaire.sensagent.leparisien.fr/Taenia%20saginata/fr-fr/>. (*Taenia saginata*). Consulter le 01.06.2018.
- ANOFEL, (2018) : <http://www.medisite.fr/examens-et-interventions-chirurgicales-examen-parasitologiquedes-selles.1884.2.html> (EXAMEN PARASITOLOGIQUE DES SELLES). Consulter le 01.06.2018.
- CDCP, (2016): <Http://Www.Cdc.Gov/Dpdx/> . (Centers for disease control and prevention). Consulté Le 26/04/2016.
- Aubry, P. (2012). Cas clinique : Balantidiose chez un jeune garçon malgache. Médecine Tropicale. Diplôme de médecine tropicale des pays de L'océan Indien, 2p.

- Aurby, P. Gauzère, B A. (2013). Giardiose et syndrome de malabsorption intestinale. Médecine tropicale diplôme de médecine tropicale des pays de l'Océan Indien. MEDCINE TROPICALE, 33076, 3, 1-3p.
- Basset, D. Gaumerais, H. Basset-Pougnnet, A. (1986). Intestinal parasitoses in children of an indian community of bolivian altiplano. Bull soc pathol exot filiales, 79, 237-46.
- Basualdo, JA. Cordoba, M A. de Luca, M M. Ciarmela, M L. Pezzani, B C. Grenovero, MS. Minivielle, M C. (2007) .Intestinal parasitoses and environmental factors in a rural population of Argentina, 2002-2003. Revista Med Trop Sao Paulo. 49, 251-205.
- Belkaid, M. Tabet, M. Amirioui, B. Zeanidi, N. Behbou, M. (1992). Diagnostic de laboratoire en parasitologie : Examens directs. Edition El Kenza-Rahma, 227p.
- Belkaid, M. Bahbou, M. Belazzoug, S. Hamrioui, B. Aroua, H. Abtroun, N. (1989). Guide pratique du laboratoire de parasitologie. Alger, 211p.
- Benamrouz, S. (2012). Infection par *Cryptosporidium* Spp. du modèle souris scid traitée à la dexaméthasone : Caractérisation cellulaire et moléculaire du processus de cancérisation des épithéliums digestifs. Thèse de doctorat, Université de Lille, Nord De France , 121P.
- Benouisi, A. (2012). Etude épidémiologique des parasitoses intestinales humaines dans la région d'Oran : Apport de techniques complémentaires à l'examen coprologique direct pour la confirmation du diagnostic. Mémoire de magister .université d'Oran, Oran .86 P.
- Benzalim, M. (2010). Dépistage des parasites intestinaux chez les enfants consultant à l'hôpital de jour pédiatrie au CHU Med VI à Marrakech. Thèse de doctorat, Université de Marrakech, Marrakech. 146P.
- Beytout, J. Delmont, P. Marchon, B. Pichard, B. (2002). Malintrop Afrique : Manuel de maladie infectieuse pour l'Afrique. Ed John Libbey Eurotext, Paris, 589p.
- Bioimage, (2018): http://bioimage.free.fr/par_image/technique_selles.php. (L'examen parasitologique des selles). Consulter le 29.05.2018
- Biosafety-Biosecurity, (2011): <https://www.Canada.ca/En/Public-Health/Services/Laboratory-Biosafety-Biosecurity/Pathogen-Safety-Data-Sheets-Risk-Assessment/Balantidium-Coli-Pathogen-Safety-Data-Sheet.html>. Canada, 2011. (Pathogen Safety Data Sheets : Infectious Substances-*Balantidium Coli*) .Consulté le 05.05.2018.

- Bouchaud, O. Aumaître, H. (1999). Diagnostic et traitement des parasitoses digestives (sauf amibiase). Encycl. Méd. Chir. Elsevier, Paris. Paris. [9-062-A-40]

- Bourée, P. (1994). Aide-mémoire de parasitologie et de pathologie tropicale. Edition Flammarion Médecine-Sciences, 388p, Paris.
- Brumpt, E. (1949). Livre précis de parasitologie. 6^{ème} Edition, Masson, 1042p . Paris.

- Buffaz, C. Hodille, E. Jourdy, Y. Louvrier, C. Marijon, A. (2014). Parasitologie et Mycologie en pratique. Edition Boeck, 249p .Paris.

- Chabaa, L. Tligui, H. Khalloufi, A. Alaoui, As. Agoumi, A. (2000). *Blastocystis Hominis* : Etude de la prévalence dans les populations marocaines. Maroc Médical, 3, 22, 187, 189 .

- Chabasse, D. Miegéville, M. (2005). 2^e Cycle des études médicales. Enseignement de parasitologie et mycologie. 1^{ère} Edition .187p. Nantes.

- Chabasse, D. Miegéville, M. (2007). 2e cycle des études médicales. Enseignement de Parasitologie et Mycologie 3^{ème} édition. Nantes.

- Doctissimo, (2018) : http://www.doctissimo.fr/html/sante/analyses/sa_739_ra_selles.htm. (Examen parasitologique des selles : analyse, prélèvement et interprétation des résultats). Consulter le 31.05.2018

- Dodd, L. (1991). *Balantidium Coli* infestation as a cause of acute appendicitis. The journal of infectious diseases. 163, 1392p.

- Douzane, R. Lazar, A. (2012). Etudes de la prévalence des parasites intestinaux chez le personnel de cuisine des cités universitaires de la Wilaya de Blida. Projet de fin d'étude, université de Blida1, Blida ,53p.

- Durand, F. Brenier-Pinchart, M-P. Pelloux, H. (2004). Parasitoses digestives : amibes, téniasis, ascaridiose, oxyurose, amibiase, hydatidose. Corpus Médical – Faculté de Médecine de Grenoble, Grenoble, 15p.

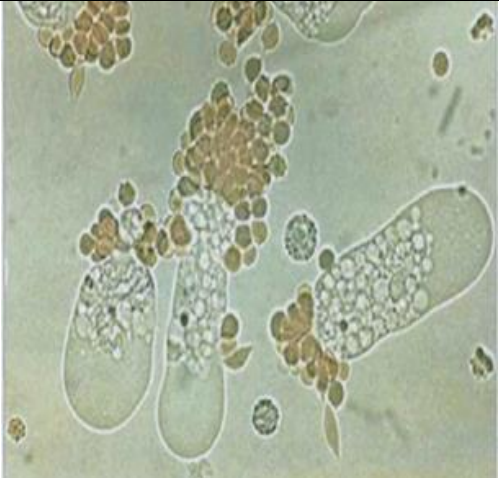





- El- Hassani, I. (2014) .Profil du portage parasitaire intestinal observé au laboratoire de parasitologie de l'hôpital militaire Moulay Ismail. Mémoire fin d'étude, Université de Meknès, Meknès.44p.
- El Kettani, S. Azzouzi, E M. Maata, A.Prévalence de *Giardia intestinalis* chez une population rurale utilisant les eaux usées à des fins agricoles à Settat, Maroc. Prévalence of *Giardia intestinalis* in a farming population using sewage water in agriculture, Settat, Morocco.
- Encyclopédie médicale, (2018) : <https://www.vulgaris-medical.com/encyclopedie-medicale/tenia-solium>. (*Ténia solium*). Consulter le 01.06.2018.
- Fuhriemann S, Winkler M, Kabatereine N, Tukahebwa E, Halage A, et al (2016). Risk of Intestinal Parasitic Infections in People with Different Exposures to Wastewater and Fecal Sludge in Kampala, Uganda: A Cross-Sectional Study. PLOS Neglected Tropical Diseases. 2016 March 3.
- Gentilini, M. Brucker, G. Duflo, B. Lenoble, D. (1983). Diagnostic en parasitologie. Ed Masson, Paris, 153p.
- Gentilini, M. (2012). Médecine tropicale. Ed Lavoisier, 1332 p, Paris.
- Guillaume, V. (2007). Parasitologie : Auto-évaluation, Manipulation. Edition Boeck, 183p, Belgique.
- Hamza, I .Sabri, F Z. (2011). Procédures utilisées en hygiène et sécurité : Cas de l'examen coproparasitologique des selles des personnes de cuisine d'institutions publiques de la wilaya de Blida. Université Blida 1, Blida, 49p.
- Hart, T. Sheras, P. (1997). Atlas de poche de parasitologie. Ed Flammarion-Medicine sciences, 313p, Paris.
- Hervé, H. Alix, D. (1971). Parasitologie médicale et pathologie exotique. 6^{ème} Edition Librairie Maloine S.A, 121p, Paris.
- INEFACTO PHARM, (2016): Guide de l'attention des parents INEFACTO PHARM. 2016.
- Kabango, E-N. (2012). Prévalence des parasitoses intestinales chez les enfants de 0 à 10 ans cas de HGR Kisanga. Mémoire de licence, UNILU, Kisanga.

- Kasmi, H. Saidouni, A. (2016). Etude de la prévalence des protozooses intestinales diagnostiquées au sein du laboratoire de parasitologie-mycologie du Chu de Tlemcen. Memoire de doctorat en pharmacie. UniversitéTlemcen, Tlemcen .77p .
- Krauss, H. Weber, A. Appel, M. Enders, B. Isenberg, H. D. Schiefer, H. G. Slenczka, W.Graevenitz, A .V. Et Zahner, H. (2003). Parasitic zoonoses. Zoonoses : Infectious diseases transmissibles from animals to humans. Amer Societyfor Microbiology 3^{eme} EditionAsm Press. 456p, Usa.
- Lagarder,B. (1972). Oxyurose. Encycl. Méd. Chir. Paris, Maladies infectieuses, 8117A¹⁰10.
- Mahdid, M. Tahi, S. (2008).Recherche des parasites intestinaux chez les enfants immunodéprimés. Projet de fin d'étude, université de Blida1, Blida, 32p
- Manet, L. Savel, J. Giacomini, T. Lamy, C. Petithory, J. Solle, R. (1971). Parasitologie : techniques usuelles de biologie clinique. Edition Flammarion Médecines-Sciences, Paris.
- Marchand, B. (2014).Parasites et biodiversité : Biologie et diversité des protistes et métazoaires parasites. Édition Ellipses, 308p, Paris.
- Massenet, D. Jouanard, N. Huttinger, E. (2013). Évaluation de la technique de kato-katz pour la surveillance des infestations à schistosoma mansoni en zone d'endémie.2, 71, 227-233p.
- MemoBio, (2018) : http://www.memobio.fr/html/para/pa_te_lug.html(Coloration au lugol)
Consulter le 29.05.2018
- Michael, J. Cuomo, Maj. Lawrence, B. Noel, Maj. Daryl, B. White, Capt. Diagnosing médical parasites: A public health officers guide to assisting laboratory and médical officers. Air Education et Training Command, 286p.
- Moulinier, C. (2003). Parasitologie et mycologie médicales : Eléments de morphologie et de biologie. Edition médicales internationales, 796p, Paris.
- Musubao, E. (2008). Prévalence des helminthes de primates détenus en ville de Butembo. Mémoire de licence, Université de la conservation de la nature et de développement de Kasugho, Kasugho.
- Nematian, J. Nematian, E. (2004). Gholamrezanezhad, A. Asgari, AA. Prevalence of intestinal parasitic infections and their relation withsocio-economicfactors and hygienic habits in Tehran primary school students. Acta Trop. 92 ,179-186.

- OMS, (1988). Importance des parasitoses intestinales en sante publique. Bulletin de l'Organisation mondiale de la Sante. 1988; 66(1): p. 23-34.
- Ouraiba, I. Seghir, N. (2014). Evaluation de la fréquence des parasitoses intestinales chez les enfants scolarisés. Thèse de doctorat, Université de Tlemcen, Tlemcen.135p.
- Passeportsante, (2018): <https://www.passeportsante.net/fr/Maux/examens-medicauxv> (Définition de l'examen parasitologique des selles) .Consulter le 29.05.2018
- Pechère, J. (1991).Les infections .3^{ème} édition Maloine, Paris, 789p.
- Peruzzi, S.Gorrini, C. Piccolo, G.Calderaro, A. Dettori, Ghezzi, C. (2006). Prevalence of intestinal parasites in the area of Parma during the year 2005. Acta Biomed.77, 147-151.
- Petithory, J, C. (1998). Amibes et flagellés intestinaux, amibes oculaires leur diagnostic microscopique. Cahier de formation biologie médicale. 202P.
- Pierson, A. (2008). Techniques et procédures de laboratoire : Technique parasitologiques ; concentration selon Ritchie. Fiche technique. Bioltrop. Paris ,1p.
- Quihui, L. Valencia, ME. Crompton, DW. Phillips, S. Hagan, P. Morales, G. Diaz-camacho , S P. (2006) .Role of the employmentstatus and education of mothers in the prevalence of intestinal parasitic infections in Mexican rural schoolchildren. BMC Public Health. 6, 225.
- Rahmouni, H. (2010).Portage parasitaire intestinal chez l'enfant scolarise dans la wilaya de Rabat Sale. Université de Rabat, Rabat, 59p.
- Raven, P. Singer, S. Johnson, B. Mason, k Losos, J.(2017).Biologie. Édition Boeck, Paris, 1400 p.
- Richard, A. Pherson, M. Pincus,R (2011). Henry's clinical diagnosis and management by laboratory methods. Edition Elsevier Health Sciences, 1568 p, Paris.
- Rodhain, F. (2015). Le parasite, le moustique, l'homme...et les autres : essai sur l'éco-épidémiologie des maladies à vecteurs .Ed Docis, p443. France.
- Rodney, A. (2001). Biology Of Giardia Lamblia. Clin Microbiol Rev, 14, 447-75.
- Rousset, J. Larouze, B.(1981). Protozooses du tube digestif. Encycl. Méd. Chir. Paris, Maladies infectieuses, 8084 C¹⁰ 10.

- Safaa, Rifai. (2017). Prévalence du portage intestinal asymptomatique : Mise en évidence chez les professionnels de l'alimentation de la région de Meknès. Thèse doctorat Médecine. Faculté de Médecine et de pharmacie. Université Sidi Mohammed Ben Abdellah. Fès Maroc. 109 pages.
- Schuster, F L. Ramirez-Avila, L. (2008). Current world status of *Balantidium Coli*. Clinical Microbiology Review, 21, 4, 626- 6 38. -Suzuki, T N. Gomes, J F. Falcao, A X. Papa, J P. Hoshino-Shimizu, S. (2013). Automatic segmentation and classification of human intestinal parasites from microscopy images. IEEE Trans Biomed Eng, 60, 803-12.
- Tibila, K. (2015). Parasitoses intestinales en milieu scolaire et détection de *Giardia intestinalis* par PCR en temps réel au Burkina Faso (BF).Mémoire de master. Université d'Ouagadougou, Ouagadougou .53p.
- Trabelsi, S. Aouinet, A. Khaled,S.(2012). Procédure et indications d'un examen parasitologique des selles. La Tunisie Médicale. 90,06, 431 – 434p
- Turberg, C. (2003). Médecine de l'enfant à l'adolescent, avec double CD-ROM. Ed Elsevier, Masson, 800p, Paris.
- Valeix, N. (2016). Parasitologie Mycologie. Ed De Boeck supérieur, 112p, Paris.
- Wawrzyniak, I. (2012).Génomique et post-génomique du parasite intestinal blastocystis sp.sous-type 7. Evaluation de son pouvoir pathogène. Thèse de doctorat, Université de Blaise Pascal. 118p.
- WHO, (1988). Control of tropical diseases. World health organization. 1998.
- WHO, (2001). Outcome of the Fifty-fourth World Health Assembly. WORLD HEALTH ORGANIZATION (Report by the Representatives of the Executive Board)..

Tableau XI : Les différentes formes des parasites intestinaux.

<p><i>Entamoeba histolytica histolytica.</i></p>	 <p>Figure 1: Forme végétative <i>Entamoeba histolytica histolytica</i> ayant ingère des hématies. Obj ×100 (Guillaume., 2007).</p>	 <p>Figure 2: Kyste d'<i>Entamoeba histolytica</i>. Obj ×100 (Petithory., 1998).</p>
<p><i>Entamoeba coli</i></p>	 <p>Figure 4: Forme végétative d'<i>Entamoeba coli</i>. Obj× 100 (Petithory., 1998).</p>	 <p>Figure 5 : Kyste d'<i>Entamoeba coli</i>. Obj ×100 (Petithory., 1998).</p>
<p><i>Entamoeba Hartmani</i></p>	 <p>Figure 6:Forme végétative d'<i>Entamoeba hartmanni</i>. Obj ×100 (Guillaume., 2007).</p>	 <p>Figure 7: Kyste d'<i>Entamoebahartmanni</i>. Obj ×100 (Petithory ., 1998).</p>


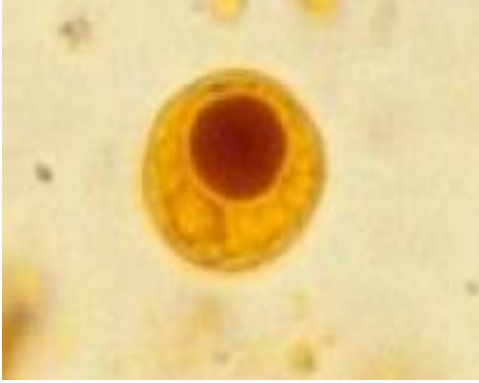




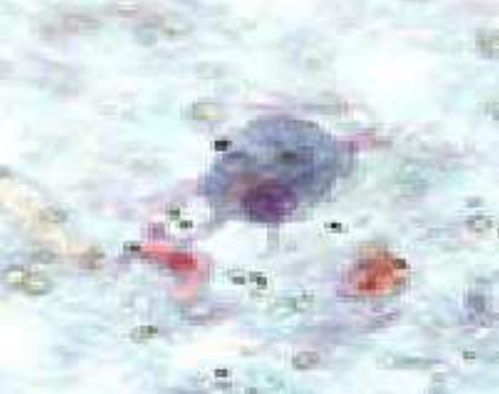
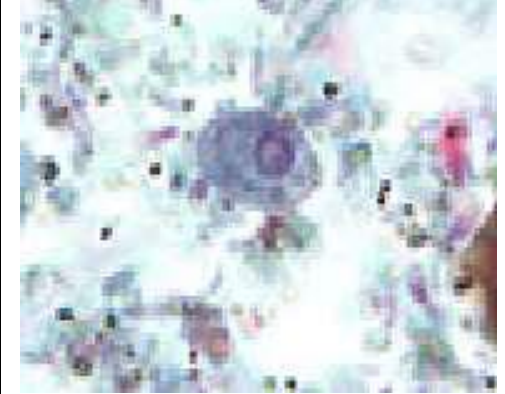


<p><i>Pseudolimax butschlii</i></p>		
<p><i>Giardia intestinalis</i></p>		
<p><i>trichomonas intestinalis</i></p>		<p>Pas de Kyste.</p>

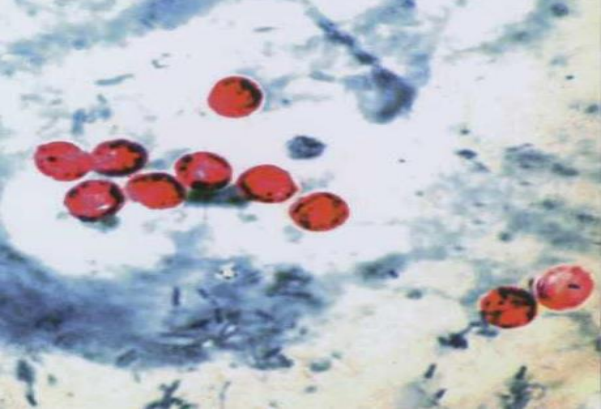
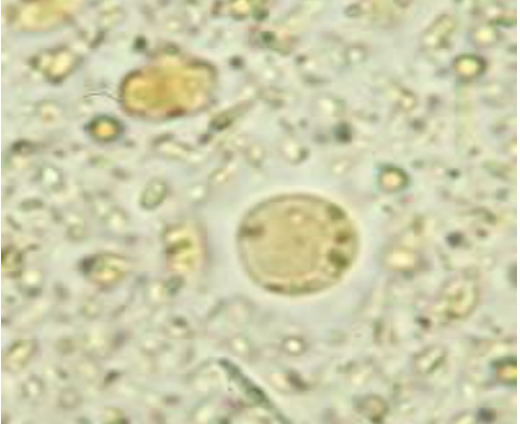


Figure 8 : Forme végétative de *Pseudolimax butschlii*. Obj×100 (Petithory., 1998).





Figure 9 : Kyste de *Pseudolimax butschlii*. obj×100 (Petithory., 1998).


Figure 10 : Forme végétative de *Giardia intestinalis*. Obj× 100 (Petithory., 1998).

Figure 12 : Forme végétative de *trichomonas intestinalis*.Obj× 100 (Guillaume., 2007).

<p><i>Chilomastix mesnili</i></p>	 <p>Figure 13 : Forme Végétative de <i>chilomastix mesnili</i>.Obj× 100 (Guillaume., 2007).</p>	 <p>Figure 14 : Forme Kystique de <i>chilomastix mesnili</i>. Obj× 100 (Guillaume., 2007).</p>
<p><i>Embadomonas intestinalis</i></p>	 <p>Figure 15 : Forme Végétative <i>Embadomonas intestinalis</i> Coloration au trichrome (CDCP., 2016).</p>	 <p>Figure 16 : Kyste <i>Embadomonas intestinalis</i> Coloration au trichrome (CDCP., 2016).</p>
<p><i>Entromonas hominis</i></p>	 <p>Figure 17 : Forme Végétative d'<i>Enteromonas hominis</i> (CDCP., 2016).</p>	 <p>Figure 18 : Kyste d'<i>Enteromonas hominis</i> (Guillaume., 2007).</p>

<p><i>Cryptosporidium</i> <i>sp</i></p>	 <p>Figure 19: Oocyste de <i>Cryptosporidium</i> sp. Obj× 100 (Guillaume., 2007).</p>
<p><i>Blastocystis</i> <i>hominis</i></p>	 <p>Figure 20: Forme vacuolaire de <i>Blastocystis hominis</i> Obj × 40 (Anonyme c 5).</p>
<p><i>Balantidium coli</i></p>	 <p>Figure 21: Forme Végétative de <i>Balantidium coli</i>. Obj×40 (Guillaume.,</p>  <p>Figure 22 : Kyste de <i>Balantidium coli</i>. Obj×40 (Guillaume., 2007).</p>

	2007).	
<p><i>Ascaris lumbricoïdes</i></p>	 <p>Figure 23 : Adulte d'<i>Ascaris lumbricoïdes</i> (mâle et femelle) (Buffaz et al., 2014).</p>	 <p>Figure 24: OEufs d'<i>Ascaris lumbricoïdes</i> (Buffaz et al., 2014).</p>
<p><i>Trichuris trichura</i></p>	 <p>Figure 26: Adulte de <i>Trichuris trichura</i> (mâle et femelle) (Buffaz et al., 2014).</p>	 <p>Figure 27 : Œuf de <i>Trichuris trichura</i> .Obj ×400 (Guillaume., 2007).</p>

<p><i>Enterobius vermicularis</i></p>	 <p>Figure 28 : <i>Enterobius vermicularis</i> adulte mâle (ANOFEL., 2016).</p>	
---------------------------------------	---	--

Ancylostoma duodenale



Figure 30: Male adulte d'*Ancylostoma duodenale* (ANOFEL., 2016).

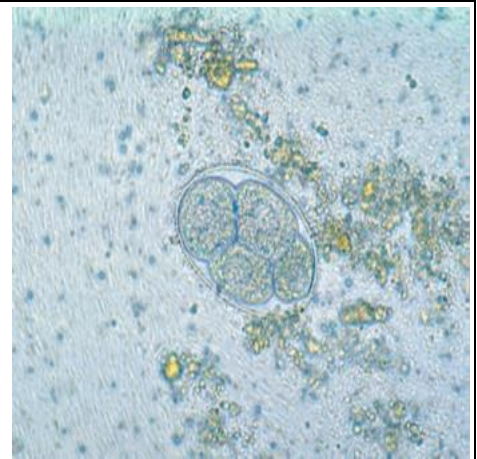


Figure 31: *Ancylostoma duodenale*, œuf (60×40 µm) (ANOFEL., 2010).

Strongyloides stercoralis



Figure 33: Larve rhabditoïde de *Strongyloides stercoralis* (275×15 µm) (ANOFEL., 2016).



Figure 34 : Larve strongyloïde de *Strongyloides stercoralis* (500-600×15 µm) (ANOFEL., 2016).

Tænia saginata



Figure 36 : Adulte *Tænia saginata* (ANOFEL.,2004).



Figure 37 : Œufs de *Tænia Sp* (ANOFEL.,2004).

Tableau XII : Matériels non biologique utilisé.

Appareillage et verreries	Réactifs
<ul style="list-style-type: none"> - Pot propre et sec étiqueté pour l'identification de l'enfant (numéro, nom et âge) ; - Gants ; - Microscope Optique ; - Centrifugeuse ; - Balançoire ; - Entonnoir, -Verre à pied ; - Supports pour les tubes, - Ecouvillons. - Tubes coniques ; - Pipettes pasteurs ; - Pince ; - Lames ; - Lamelles ; - Cellophane ; - Rouleau de scotch transparent. 	<ul style="list-style-type: none"> - Lugol ; - Glycérine ; - Na Cl (poudre) ; - Formol commercial à 10% ; - Colorant vert de malachite ; - Ether ; - Eau physiologique stérile ; - Eau distillé.

Les solutions utilisées :

- **Solution mère de Merthiolate :**

Teinture de merthiolate 200ml

Formol25ml

Glycérine.....5ml

Eau distillé 250ml

- **Solution Na Cl à 25% :**

Na Cl25g

Eau distillé 100ml

• **Solution de formol à 10% :**

Formol.....100ml

Eau distillée900ml

• **Solution de vert de Malachite à 3%**

Vert de Malachite (poudre)3g

Eau distillé100ml

• **Solution de Glycérine -vert de malachite :**

Glycérine.....100ml

Vert malachite1ml

Eau distillé.....100ml

Convocation aux parents d'élèves de primaire :

DIRECTION DE LA SANTE ET LA POPULATION DE LA WILAYA DE BLIDA

ETABLISSEMENT PUBLIC DE S

ANTE DE PROXIMATE D'OULED-YAICH

LABORATOIRE D'HYGIENE DE REFERANCE DE LW WILAYA DE BLIDA

TEL/FAX : 00 213-25-41-67-67

إلى أولياء التلاميذ

نحن طلبة البيولوجيا بصدد القيام بدراسة إحصائية حول الطفيليات المعوية و التي تتميز بسهولة انتقالها خاصة عند الأطفال.

لذلك نطلب من سيادتكم السماح لنت بأخذ عينات الغائط الخاصة بطفلكم، حيث سنقدم لكم علية خاصة بالتحاليل و التي تقومون بملاها بالغائط الخاص بطفلكم مع ملا الاستمارة المرفقة و هذا سيكون مجانيا مع إعطاء نتيجة التحاليل و ذلك بالتنسيق مع طبيبة المدرسة.

Fiche de renseignement :

DIRECTION DE LA SANTE ET LA POPULATION DE LA WILAYA DE BLIDA

ETABLISSEMENT PUBLIC DE S

ANTE DE PROXIMATE D'OULED-YAICH

LABORATOIRE D'HYGIENE DE REFERANCE DE LW WILAYA DE BLIDA

Date le :

Nom : Prénom :

Age : Sexe :

Classe : N° :

Situation socio-économique : Bon bas

Fiches des résultats :

DIRECTION DE LA SANTE ET DE LA POPULATION DE LA WILAYA DE BLIDA
 ETABLISSEMENT PUBLIC DE SANTE DE PROXIMATE DE OULED YAICH
 LABORATOIRE D'HYGIENE DE REFERANCE DE LA WILAYA · TEL: FAX: 00 213 25 21 67 67

Date le :

UNITE PARASITOLOGIE

<p><u>EXAMEN DEMANDE :</u> <u>PARASITOLOGIE DES SELLES</u></p> <p>Prelevement recue le :</p> <ul style="list-style-type: none"> • NOM : • PRENOM : • SEXE : • AGE : 	<p>N°:</p>
--	------------

CYTOLOGIE :

PARASITOLOGIE :

AUTRES :

LE CHEF DE SERVICE